


Universidad de San Carlos de Guatemala  
Facultad de Agronomía  
Instituto de Investigaciones Agronómicas y Ambientales



“Efecto de la suplementación de la caña de maíz (*Zea mays* L.) con nitrato de amonio, nitrato de potasio y urea en el cultivo del hongo *Pleurotus ostreatus* (Cepa ECS-152)”

Oscar Gonzalo Monterroso Flores

Guatemala, noviembre de 2009



Universidad de San Carlos de Guatemala  
Facultad de Agronomía  
Instituto de Investigaciones Agronómicas y Ambientales

Efecto de la suplementación de la caña de maíz (*Zea mays* L.) con  
nitrato de amonio, nitrato de potasio y urea en el cultivo del hongo  
*Pleurotus ostreatus* (Cepa ECS-152)

Tesis

Presentada a la Honorable Junta Directiva de la Facultad de Agronomía de la  
Universidad de San Carlos de Guatemala

Por

Oscar Gonzalo Monterroso Flores

En el acto de investidura como

Ingeniero Agrónomo

en

Sistemas de Producción Agrícola

en el grado académico de

Licenciado

Guatemala, noviembre de 2009

# Universidad de San Carlos de Guatemala

Rector

Lic. Carlos Estuardo Gálvez Barrios

## Junta Directiva de la Facultad de Agronomía

Decano	MSc. Francisco Javier Vásquez Vásquez
Vocal I	Ing. Agr. Waldemar Nufio Reyes
Vocal II	Ing. Agr. Walter Arnoldo Reyes Sanabria
Vocal III	MSc. Danilo Ernesto Dardón Ávila
Vocal IV	Br. Axel Esaú Cuma
Vocal V	Br. Carlos Alberto Monterroso Gonzáles
Secretario	MSc. Edwin Enrique Cano Morales

Guatemala, noviembre de 2009

Honorable Junta Directiva  
Honorable Tribunal Examinador  
Facultad de Agronomía  
Universidad de San Carlos de Guatemala

Distinguidos Miembros:

De conformidad con las normas establecidas en la Ley Orgánica de la Universidad de San Carlos de Guatemala, tengo el honor de someter a vuestra consideración el trabajo de tesis titulado:

“Efecto de la suplementación de la caña de maíz (*Zea mays* L.) con nitrato de amonio, nitrato de potasio y urea en el cultivo del hongo *Pleurotus ostreatus* (Cepa ECS-152)”.

Presentado como requisito previo a optar al título de Ingeniero Agrónomo en Sistemas de Producción Agrícola, en el grado de Licenciado.

En espera de su aprobación, me suscribo de ustedes,

Atentamente,

F) \_\_\_\_\_  
P. C. Oscar Gonzalo Monterroso Flores

## ACTO QUE DEDICO

**A:**

**Mí Dios:** “Nuestro salvador, el único sabio, sea la gloria y la majestad, el dominio y la autoridad, ahora y por todos los siglos”, Amén (Judas 1:25, Santa Biblia)

**Mí Padre:** Oscar Toribio Monterroso Esteban, gracias por todo su apoyo y consejos ilimitados en el transcurrir de mi formación académica.

**Mis Hermanos:** Lizandro Toribio Y Lesly del Carmen con mucho cariño y admiración.

**Mí Tía:** Lidia Carlota, por su consejería y apoyo.

**Mis sobrinos:** Juan José, Lesly Marian, Jehú, Lesly Anabela, Sabdi y demás sobrinos.

**Mí familia en general:** En especial a Danilo, Zonia, Gonzalo, Maximiliano, July, Yecenia, Omar, Josué, José A., Carmen, Gudiel L., Secibel, Edgar de León y demás familia.

**Mis amigos de Iglesia:** Sociedad Misionera Internacional de los Adventistas del Séptimo Día “Movimiento Reforma”, especialmente a Ligia Soza, Rosaura Valdéz, Pr. Humberto Ajucum, hermanos López (Abel, Oscar y Esther), Familia Gessner Valenzuela, Luis Godínez y demás amigos.

**Mis amigos de Fausac:** José Masaya, Rubén Samayoa, Edgar Castillo, Edwin Sánchez, Danilo Guzmán, Edgar Pérez, Claudia Barillas, Maribel Girón, Ligia Lemus, José Orozco, Esdras Orozco, Augusto Velásquez, Gilben Escobar, Hermógenes Castillo, René Anleu, Eduardo Ramírez, Baltázar Nufio, Manuel Henry, José Aguilar, Fausto Fajardo, Luis León, Fernando Conde, Évelin Estrada, Enrique García, Danilo Juárez, Jacobo Bolvito, Hugo Urízar, Ronald Gálvez, Carlos Rivera, Henry Dardón, Lauro Marroquín, Julio Berdúo, Heberto Rodas, Amílcar Ceballos, Francisco Ibarra (qpd) e Ing. Agr. Marco Antonio Nájera Caal (qpd).

**Mis amigos de Ceiba:** Juan Carlos Contreras, Otto Morales, Carlos Muralles, Mario Godínez, Vanessa Gálvez, Raúl Samayoa, Amílcar Cedillo, Juana Ortíz, Luis Méndez, Robín Montejo, don Adrián Sosa, Maria Luisa y Maria Yetano Roche (Zaragoza, España).

## TESIS QUE DEDICO

A:

Dios soberano y omnipotente

Mi patria Guatemala

Escuela nacional de párvulos “Leonor Cien Fuegos”, zona 1.

Escuela nacional mixta jornada vespertina “Alejandro Maldonado Aguirre”, zona 21.

Instituto nacional de educación básica mixto jornada vespertina “Justo Rufino Barrios”, zona 21.

Instituto nacional experimental de educación básica mixto jornada matutina “Dr. Carlos Martínez Durán”, zona 12.

Escuela nacional de Ciencias Comerciales número cinco, jornada vespertina, zona 8.

Facultad de agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

## **AGRADECIMIENTOS**

### **AMPLIOS AGRADECIMIENTOS A:**

Lic. Romeo Alfonso Pérez Morales, por su valiosa asesoría y apoyo constante en la realización del presente trabajo de tesis.

Dr. David Monterroso Salvatierra y personal del Instituto de Investigaciones Agronómicas y Ambientales de la Facultad de Agronomía de la USAC por su apoyo para la elaboración del presente trabajo.

A todo el personal de la subarea de Ciencias Químicas de la Facultad de Agronomía de la USAC, por haberme brindado la oportunidad de realizar esta investigación en sus instalaciones.

Doctores, Graciela Huerta, Francisco Holguín y todo el personal del Cepario de Hongos Comestibles y Medicinales de El Colegio de Post Grados de la Frontera Sur -ECOSUR- unidad de Tapachula, Chiapas, México, por haberme proporcionado la cepa de esta investigación.

Ing. Agr. Anibal Sacbajá y personal del laboratorio de análisis de suelo, planta y agua "Salvador Castillo Orellana" de la Facultad de Agronomía de la USAC, por su respaldo en este estudio.

Investigador Roberto Cáceres y personal del Laboratorio de Micología de la Escuela Química-Biológica de la Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia de la USAC, por su aporte a esta investigación.

Al Ing. Agr. Mario Alberto Méndez por su amistad e impulso para la realización de esta tesis.

A la familia Suárez por su amable hospitalidad que me brindaron en su residencia en Tapachula, Chiapas, México.

Todas aquellas personas que de una u otra manera colaboraron para la realización de este trabajo.



## Índice General

Contenido	Página
Índice general	i
Índice de cuadros	iv
Índice de figuras	v
Resumen	vi
1. Introducción	1
2. Planteamiento del problema	2
3. Marco teórico	3
3.1 Marco conceptual	3
3.1.1 Antecedentes	3
3.1.2 Generalidades de los hongos	4
3.1.3 Generalidades de los hongos macromicetos	4
3.1.4 Requerimientos nutricionales para el desarrollo de los macromicetos	6
3.1.5 Descripción de <i>Pleurotus ostreatus</i>	7
A. Habitat	7
B. Taxonomía	7
C. Morfología	8
D. Valores nutritivos del género <i>Pleurotus</i>	9
E. Relación carbono-nitrógeno en el desarrollo de <i>Pleurotus</i>	10
F. Factores ambientales para el desarrollo de <i>Pleurotus</i>	10
3.1.6 Cultivo de <i>Pleurotus ostreatus</i>	10
A. Preparación del inóculo	11
a) Preparación del inóculo primario	11
b) Preparación del inóculo secundario	11
B. Preparación del sustrato	12
a) Fermentación	12
b) Hidratación	13
c) Pasteurización	13
C. Siembra e incubación	14
D. Fructificación y cosecha	15
a) Fructificación	15
b) Cosecha	15
3.1.7 Contaminaciones, enfermedades y plagas	16
A. Contaminaciones	16
a) Causas	16

b) Efectos	16
c) Soluciones	16
B. Enfermedades	16
a) Abióticas	16
b) Bióticas	17
C. Plagas	17
3.1.8 Indicadores de producción	19
A. Eficiencia biológica	19
B. Biodegradación del sustrato por una cepa	20
3.1.9 Sustratos a utilizar	21
A. Caña de maíz ( <i>Zea mays</i> L.)	21
B. Pulpa de café ( <i>Coffea arabica</i> L.)	22
3.1.10 Factores que inciden en la descomposición de la materia orgánica	23
A. Relación carbono-nitrógeno	23
B. Oxígeno	24
C. Temperatura	24
D. Humedad	24
E. Factor pH	25
3.1.11 Suplementos	25
3.1.12 Tipos de suplementos a utilizar	26
A. Nitrato de amonio	26
B. Nitrato de potasio	26
C. Urea	27
3.1.13 Diseños de bloques al azar	27
3.2 Marco referencial	28
3.2.1 Localización del experimento	28
3.2.2 Clima y zona de vida	28
3.2.3 Avances tecnológicos	28
4. Objetivos	32
4.1 General	32
4.2 Específicos	32
5. Hipótesis	33
6. Metodología	34
6.1 Material experimental	34
6.1.1 Material biológico	34
6.1.2 Materiales vegetales	34

6.1.3 Suplementos nitrogenados	34
6.1.4 Cristalería, equipo de laboratorio y reactivos	34
6.2 Diseño experimental	35
6.3 Tratamientos	36
6.4 Variable de respuesta	37
6.5 Análisis estadístico	37
6.6 Manejo del experimento	38
6.6.1 Preparación del inóculo	38
6.6.2 Preparación del sustrato	39
6.6.3 Preparación de los suplementos nitrogenados	39
6.6.4 Siembra e incubación	40
6.6.5 Fructificación y cosecha	40
6.6.6 Control de plagas durante la fructificación	43
7. Resultados y Discusión	44
7.1 Cuantificación del peso de los carpóforos	44
7.2 Eficiencia biológica	47
8. Conclusiones	52
9. Recomendaciones	53
10. Bibliografía	54
11. Anexos	57
11.1 Glosario de términos	57

## Índice de Cuadros

	<b>Página</b>
Cuadro 1. Valores ideales ambientales para el desarrollo de <i>Pleurotus</i> spp.	10
Cuadro 2. Familias de insectos plaga durante el cultivo de <i>Pleurotus</i>	18
Cuadro 3. Análisis proximal del rastrojo y olote de maíz ( <i>Zea mays</i> L.)	21
Cuadro 4. Análisis proximal de la pulpa de café ( <i>Coffea arábica</i> L.)	23
Cuadro 5. Características del nitrato de amonio	26
Cuadro 6. Características de la urea	27
Cuadro 7. Caña de maíz suplementado con nitrato de amonio	30
Cuadro 8. Caña de maíz suplementado con nitrato de potasio	30
Cuadro 9. Caña de maíz suplementado con urea	31
Cuadro 10. Análisis de sustratos sin suplementación	31
Cuadro 11. Tratamientos, claves y descripción respectivamente	36
Cuadro 12. Distribución aleatoria de los tratamientos	37
Cuadro 13. Peso fresco promedio (g) de los carpóforos por unidad experimental de cada tratamiento	45
Cuadro 14. Eficiencia biológica en porcentaje para cada tratamiento	47
Cuadro 15. Resumen de andeva para la eficiencia biológica de <i>Pleurotus ostreatus</i>	49
Cuadro 16. Comparación de medias según criterio de Tukey para la interacción suplemento y nivel de concentración	50
Cuadro 17. Comparación de medias de los tratamientos suplementados y los testigos	51

## Índice de figuras

	<b>Página</b>
Figura 1. Partes de la seta de <i>Pleurotus ostreatus</i>	9
Figura 2. Medio de cultivo colonizado por micelio de <i>Pleurotus ostreatus</i>	38
Figura 3. Sala de fructificación del hongo <i>Pleurotus ostreatus</i>	42
Figura 4. Peso fresco promedio de los carpóforos por tratamiento	46
Figura 5. Eficiencia biológica promedio por tratamiento	48

**Efecto de la suplementación de la caña de maíz (*Zea mays* L.) con nitrato de amonio, nitrato de potasio y urea en el cultivo del hongo *Pleurotus ostreatus* (Cepa ECS – 152)**

**Effect of the supplement of corn stalk (*Zea mays* L.) with ammonium nitrate, potassium nitrate and urea in mushroom cultivation *Pleurotus ostreatus* (Stock ECS-152)**

Este estudio formo parte del proyecto “Aislamiento, domesticación y producción de hongos comestibles en Guatemala” que desarrolla la subarea de Ciencias Químicas, de la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

Distintos estudios han demostrado que la pulpa de café (*Coffea arábica* L.) y la fibra de palma africana (*Elaeis guineensis* Jacq.) son sustratos considerados como los mejores para la producción de *Pleurotus*, sin embargo no se encuentran disponibles en todas las regiones del país y en todas las épocas del año. En otras investigaciones se halló que los rastrojos de maíz pueden ser un sustrato disponible para el cultivo del hongo, pero presenta bajas eficiencias biológicas. Debido a esto, la presente investigación se realizó con el objetivo principal de evaluar el “efecto de la suplementación de la caña de maíz (*Zea mays* L.) con nitrato de amonio, nitrato de potasio y urea sobre la eficiencia biológica de *Pleurotus ostreatus*.

La metodología se dividió en dos fases: la primera a nivel de laboratorio que consistió en la propagación del micelio del hongo en medios de cultivo de papa dextrosa agar de donde el nuevo micelio obtenido se inóculo en bolsas de polipapel conteniendo granos de sorgo (*Sorghum vulgare* L.) previamente hidratados y esterilizados y luego se incubaron a 28 grados centígrados en obscuridad por 20 días obteniendo el llamado inóculo primario.

El sustrato que se suplementó fue la caña de maíz (*Zea mays* L.) con nitrato de amonio, nitrato de potasio y urea en cinco diferentes niveles de concentración respectivamente; mientras que los parámetros de comparación sin suplementar fueron la pulpa de café (*Coffea arábica* L.) y la misma caña de maíz (*Zea mays* L.). Posteriormente los sustratos fueron esterilizados, suplementados y sembrados con el inóculo primario.

La segunda fase consistió en la incubación, fructificación y cosecha del hongo bajo condiciones controladas.

La mejor eficiencia biológica de *Pleurotus ostreatus* se halló en la pulpa de café (*Coffea arabica* L.) con 135.30% por lo que ninguno de los tratamientos suplementados lo superó ni igualó.

Pero en lugares en donde el sustrato disponible es la caña de maíz (*Zea mays* L.) esta se debe suplementar con urea a una relación de 1.17g por 50 g de sustrato seco, ya que presentó una eficiencia biológica de 121.38% lo que la hace efectiva para la producción del hongo comestible *Pleurotus ostreatus*.





## 1. INTRODUCCIÓN

De los diferentes trabajos de investigación realizados en el proyecto “Aislamiento, domesticación y producción de hongos comestibles nativos de Guatemala”, que se desarrolla en la Subárea de Ciencias Químicas de la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala, se han evaluado diferentes materiales para el crecimiento del hongo *Pleurotus ostreatus*, los que pueden clasificarse como “excelentes” o “buenos” las pulpas de café y la palma africana; regulares, representados por los restos de cosechas de gramíneas y, finalmente, los catalogados como “inadecuados” o “malos” dentro de los cuales se incluyen los mantillos (restos vegetales del bosque).

Se ha comprobado en los estudios realizados en Guatemala, que la pulpa de café sigue siendo el mejor sustrato para producir a diferentes especies de *Pleurotus* y otros hongos más. Sin embargo, este sustrato no se encuentra fácilmente en todos los lugares y su transporte a los sitios de producción usualmente no es una opción viable, pues encarecería los costes del cultivo.

En muchas comunidades abundan residuos de cosechas o materiales vegetales propios de esos lugares que crecen de manera silvestre, que poseen baja calidad para producir el hongo *Pleurotus*, a pesar de tener suficiente cantidad de celulosa y lignina, pero poseen poco nitrógeno.

Por lo que este trabajo evaluó el efecto de suplementar la caña de maíz, con nitrato de amonio, nitrato de potasio y urea, con la intención de recomendar, en el caso de obtener resultados favorables, la fertilización de los sustratos que se han considerado como inadecuados para el cultivo de *Pleurotus ostreatus*, permitiendo de esta manera, que el cultivo de este hongo sea popularizado, al tener la posibilidad de utilizar mayor número de sustratos.

## 2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Se ha encontrado que hay en el país una buena cantidad de materiales que son considerados como regulares y malos sustratos para el crecimiento de *Pleurotus ostreatus* tales como los rastrojos de maíz, frijol y tomate entre otros. Estos desechos se han clasificado como sustratos deficientes por presentar una baja eficiencia biológica según García (2000) y Rojas (2004), la cual se supone que es causada por la alta relación carbono-nitrógeno presente, y que por consiguiente repercute en producir bajos rendimientos del hongo. Sin embargo son materiales abundantes, disponibles y de bajo costo que al enriquecerlos previamente con suplementos nitrogenados, podría mejorar la eficiencia biológica de *Pleurotus ostreatus* y favorecer de esta manera, su producción artesanal.

Además debe señalarse que, las pulpas de café y la fibra de palma africana, que son los dos sustratos considerados como los “mejores” para la producción de *Pleurotus*, no se encuentran disponibles en todas las regiones del país y en todas las épocas del año. Por lo tanto se hizo necesario evaluar el efecto de suplementar con nitrato de amonio, nitrato de potasio y urea, los sustratos que se consideran como inadecuados para el cultivo de este hongo, con el fin de inducir un incremento de la eficiencia biológica de *Pleurotus ostreatus* en estos materiales.

Por esta razón, se seleccionó para este estudio la caña de maíz (*Zea mays* L.) por encontrarse este material, disponible y en cantidad abundante en las diferentes regiones del país.

Con el uso de la caña de maíz como sustrato para la producción del hongo comestible *Pleurotus ostreatus* se ofrece una opción diferente que se cree puede reducir la quema de rosas y de esa forma darle un mejor uso a los restos de cosechas y disminuir la contaminación ambiental.

### 3. MARCO TEÓRICO

#### 3.1 Marco conceptual

##### 3.1.1 Antecedentes

Los hongos comestibles desempeñan un papel importante entre los pobladores de Mesoamérica, principalmente en tierras con bosques de pino encino. En Guatemala, existe entre los indígenas la micofagia o sea la práctica de comer hongos, durante la época lluviosa los recolectan en canastos y lo venden en mercados populares. Es verdaderamente admirable ver la rica variedad de formas y colores de los hongos, así como conocer los diferentes nombres populares que les dan (Guzmán, 1984).

Los estudios realizados sobre la identificación, domesticación y producción de hongos comestibles en Guatemala son relativamente escasos en relación a la gran diversidad de zonas de vida con que cuenta el país.

El primer reporte de los hongos macroscópicos Guatemaltecos se llevó a cabo en 1,948 por Sharp, quién fue el primer investigador que estudio los hongos comestibles silvestres del país. Citó entre otros *Amanita caesarea*, *Lactarius indigo*, *Pleurotus ostreatus* y *Cantharellus cibarius* (Sharp, 1984).

En el año 1,955 dio inicio el cultivo de hongos comestibles en Guatemala con la introducción de champiñones (*Agaricus bisporus*). Más tarde en 1,983 el Instituto Centroamericano de Investigación y Tecnología Industrial (ICAITI) realizó algunos estudios en el cultivo del género *Pleurotus* a nivel de laboratorio, cultivado sobre diferentes sustratos. En 1,986 se estableció la primera planta productora de hongos comestibles, y desde entonces se comercializa a mediana escala en la ciudad capital (León, 1987).

Actualmente la Subárea de Ciencias Químicas de la Facultad de Agronomía y el Departamento de Micología de la Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, ambos de la Universidad de San Carlos de Guatemala, están realizando estudios que conlleva a conocer sobre la identificación, domesticación y producción de hongos comestibles de Guatemala.

### **3.1.2 Generalidades de los hongos**

Los hongos forman el reino fungi, que incluye tanto organismos macroscópicos como microscópicos y que poseen características comunes, entre las que se pueden mencionar: tienen células eucarióticas, son heterótrofos, portadores de esporas, carencia de clorofila y tejidos de conducción, nutrición por absorción y reproducción sexual, asexual o ambas (Deacon, 1988).

Dentro de los hongos microscópicos están los mohos, las levaduras, los hongos de interés médico y los hongos fitopatógenos; y los macroscópicos lo comprenden los hongos comestibles, los alucinógenos, los venenosos, etc. (Deacon, 1988).

En función de su forma de nutrición, los hongos se dividen en tres grandes grupos: los saprofitos, que se alimentan de la materia orgánica muerta; los parásitos, que se alimentan de materia orgánica viva; y los simbioses (micorrizicos), que subsisten sólo de una interacción de mutua ayuda con otros organismos (Sánchez, 1994).

Los hongos se nutren a través de su pared celular, teniendo la capacidad de producir enzimas que le permite degradar macromoléculas, como la celulosa, la lignina y la hemicelulosa, que no pueden ser absorbidas hacia el interior de la célula (Sánchez, 1994).

De acuerdo a su reproducción sexual, los hongos se agrupan en dos clases: Ascomycetes y Basidiomycetes, siendo esta última la más evolucionada y desarrollada, ya que los hongos que ésta comprende, producen sus esporas en estructuras conocidas como basidios, las cuales se encuentran en cuerpos fructíferos llamados basidiocarpos (Deacon, 1988).

### **3.1.3 Generalidades de los hongos macromicetos**

Los hongos macromicetos o macroscópicos tienen la misma forma de crecimiento vegetativo en forma de hifas y micelio que los microscópicos, sin embargo tienen la característica de formar un cuerpo fructífero visible aéreo (carpóforo), que es lo que mucha gente identifica como “hongo”. El cuerpo fructífero se compone de las siguientes partes: micelio primario, micelio secundario, píleo o sombrero, contexto o carne, estípito o tallo, el himeneo y las esporas, que pueden ser sexuales o asexuales (Sánchez, 1994).

De acuerdo a los criterios taxonómicos, citados por Sánchez (1994) las características para la identificación de un hongo son:

a) Color: Existen hongos de coloración roja, rosáceo, café, blanca, etc. El color es una característica de suma importancia para la identificación de los hongos ya que permite diferenciar especies (Sánchez, 1994).

b) Píleo o sombrero: Puede ser de formas variadas como; embudo, campanulado, plano, convexo, cilíndrico, giboso, etc., tener variaciones sobre sus márgenes que pueden ser dentadas, enrolladas, levantadas, etc. La textura del píleo puede presentar sensación de humedad, ser mucilaginoso, aceitoso, sedosos, tener escamas, vellosidades, estrías brillantes u ornamentaciones (Sánchez, 1994).

c) Estípite o tallo: Algunos hongos no presentan estípite. Pero cuando lo tienen puede estar ubicado abajo del centro del píleo, de manera lateral o excéntrica y algunas veces presentar rizoides de forma y textura variada como bulbosa, torcida, rígida, lisa, quebradiza, leñosa, flexible, correosa, etc. (Sánchez, 1994).

d) Anillo: El cual puede o no estar en forma de volva en la parte superior del tallo (Sánchez, 1994).

e) Estructuras que forman el himeneo: Las láminas (su forma, su tamaño, su densidad, la unión con el estípite), la presencia de dientes o poros (Sánchez, 1994).

f) Olor y sabor del hongo: Son características de importancia secundaria, sin embargo ayudan a la confirmación de algunas especies en particular, pudiendo ser agradable, imperceptible, nauseabundo, etc. (Sánchez, 1994).

Partiendo de las características bioquímicas y ecológicas, la importancia de los hongos radica en su sistema enzimático complejo, el cual les facilita según la especie, degradar moléculas de alto peso molecular (macromoléculas) como la celulosa, lignina, hemicelulosa, quitina, entre otros; a partir de la degradación de esas macromoléculas, los hongos saprofitos obtienen energía necesaria para sus procesos vitales y metabolitos para su nutrición (Sánchez, 1994).

La celulosa, lignina, hemicelulosa y otras macromoléculas normalmente están presentes en las formas vegetales y sus desechos, tienen una estructura química compleja que les permite permanecer a la intemperie por largos periodos de tiempo sin ser degradados o sufrir transformaciones (Sánchez, 1994).

De allí, la importancia de los macromicetos, ya que pueden revalorizar un desecho orgánico. El desarrollo de estos organismos conduce por lo tanto, al aprovechamiento eficaz de sus sistemático complejo que poseen, para fines alimenticios, médicos, industriales o ecológicos (Sánchez, 1994).

Algunos hongos pueden llegar a establecer interacciones de tipo simbiótico mutualista con células de las raíces de las plantas, a ésta forma de interacción se le llama micorrizas (Herrera, 1998).

#### **3.1.4 Requerimientos nutricionales para el desarrollo de los macromicetos**

Como todos los seres vivos los hongos requieren de una fuente de carbono, nitrógeno, vitaminas esenciales y minerales, para su buen desarrollo. Los cuales se detallan a continuación:

a) Carbono: Es una fuente generadora de energía y representa casi la mitad del peso seco de un hongo, lo cual indica la importancia de los compuestos carbonados para la célula fúngica. La celulosa es la fuente principal de carbohidratos compuestos como D-glucosa, sacarosa y maltosa, siendo estos azúcares solubles responsables del crecimiento vegetativo del hongo y facilitando la colonización del sustrato. Algunos hongos son capaces de utilizar ácidos orgánicos como fuente de carbono, pero en general, los hongos crecen deficientemente o no crecen si los ácidos son la única fuente de carbono (Lau, 2001). La lignina es otra fuente de carbono para los hongos, ésta contiene carbono, hidrógeno y oxígeno, cuya estructura química no ha sido determinada con precisión, pero su estrecha relación con la celulosa se le incluye como carbohidratos (Maynard, 1955).

b) Nitrógeno: El nitrógeno es requerido por los hongos para la síntesis de aminoácidos, proteínas y protoplasma, en su ausencia, no ocurre ningún crecimiento. Los hongos pueden utilizar nitrógeno inorgánico, en forma de nitratos, nitritos o amonio y orgánico en forma de aminoácidos. Zadrazil (en 1,989) cita que en base al rendimiento de cuerpos fructíferos, A.

*aegerita* utiliza eficientemente el nitrato de amonio como fuente nitrogenada (Lau, 2001). De acuerdo a Stamets (en 1,993), el rendimiento es de 1 libra de hongos frescos de *A. aegerita* por 5 a 6 libras de sustrato esterilizado (paja de cebada, aserrín, etc.), obteniéndose un mayor desarrollo cuando se utiliza sustrato suplementado con nitrógeno (Stamets, 1993).

c) Vitaminas: Algunos hongos son capaces de sintetizar sus propias vitaminas para su crecimiento y reproducción, mientras que otros son incapaces de producir biotina y tiamina, en cuyo caso lo obtienen del sustrato donde crecen (Aldana, 2000). Estas y otras vitaminas se encuentran fácilmente dentro de los granos típicamente se usan como fuente de nitrógeno (Barrios, 2002).

d) Minerales: La madera, granos y otros materiales utilizados como sustratos, regularmente poseen bajo contenido de elementos minerales (Barrios, 2000). En estudios de laboratorio indican que se requieren en pequeñas cantidades elementos minerales como potasio, fósforo, magnesio, azufre, boro, manganeso, cobre, molibdeno, hierro, calcio y zinc (Aldana, 2000).

### 3.1.5 Descripción de *Pleurotus ostreatus*

#### A. Habitat

*Pleurotus ostreatus*, es un hongo que en su ambiente natural, crecen en el suelo, troncos o sobre desechos agrícolas o agrícolas industriales, que están constituidos principalmente por celulosas (40-60 por ciento), alimentándose de estos nutrientes y degradándolos (Suárez, 2003).

#### B. Taxonomía

Dominio:	Eucariota
Reino:	Fungi
División:	Basidiomycota
Subdivisión:	Basidiomycotina
Clase:	Basidiomycetes
Subclase:	Agaricomycetidae
Orden:	Agaricales
Familia:	Pleurotaceae

Género: *Pleurotus*

Especie: *Pleurotus ostreatus* (Kirk, Cannon y David, 2001).

### C. Morfología

El verdadero hongo es una masa algodonosa, generalmente blanca, que técnicamente se llama micelio y la cual crece sobre el sustrato. Las fructificaciones de los hongos (las cuales se les llama setas) constituyen los cuerpos reproductores o fructíferos, son también la base de identificación de las especies (Suárez, 2003).

En la Figura No. 1 se muestran las partes fundamentales del hongo, el sombrero o píleo, o parte superior de la seta, es redondeado, con la superficie lisa, abombada y convexa cuando es joven aplanándose luego poco a poco, el borde esta algo enrollado al principio. El tamaño depende de la edad, oscilando de 5 a 15 centímetros de diámetro, aunque pueden encontrarse ejemplares mucho más grandes. El color es variable, blancas, perla, gris claro, gris oscuro, café o rosa (Suárez, 2003).

En la parte inferior del sombrero esta el himeneo que son unas laminillas dispuestas radialmente, que van desde el pie o estípote que las sostiene, hasta el borde. Son anchas espaciadas unas de otras, blancas o crema, a veces bifurcadas, y en ellas se producen las esporas destinadas a la reproducción de la especie (Suárez, 2003).

El pie o estípote suele ser corto, algo lateral u oblicuo, ligeramente duro, blanco, con el principio de las laminillas en la parte de arriba y algo peloso en la base. Pero su forma y longitud dependen mucho de la situación del hongo. Si crecen varios juntos, que suele ser lo más frecuente, formando reprisas laterales superpuestas sobre un costado de los cultivos, los pies están unidos unos a otros, son muy cortos y están cerca del borde de los sombreros, que suelen tener forma de abanico o riñón (Suárez, 2003).

La carne es blanca, de olor algo fuerte, tierna al principio y después correosa (Suárez, 2003).



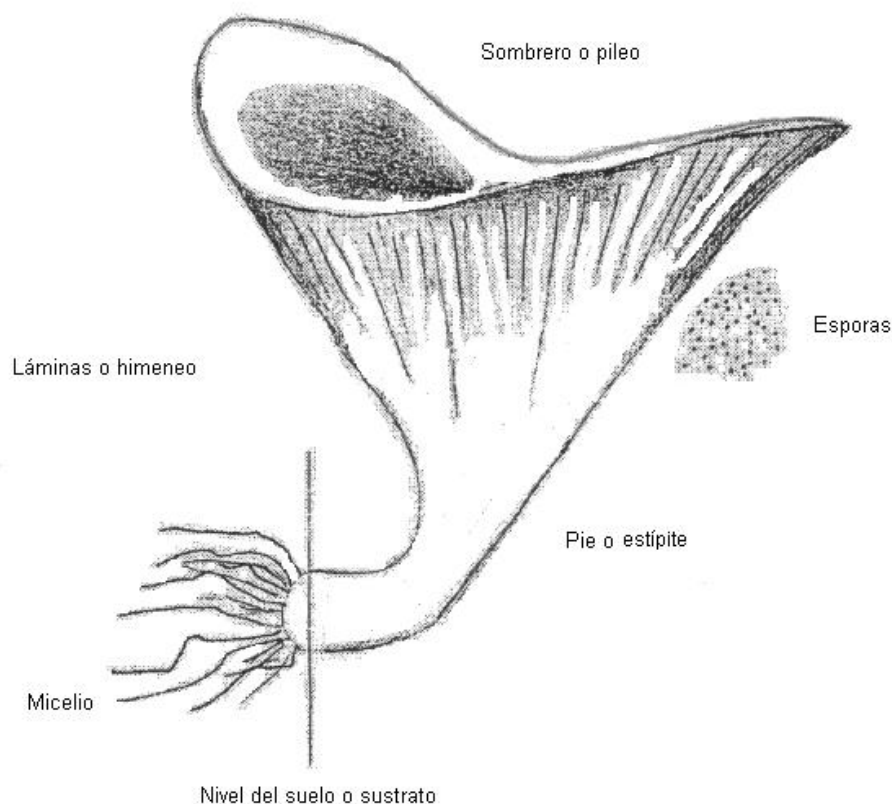


Figura 1. Partes de la seta de *Pleurotus ostreatus* (Suárez, 2003).

#### D. Valores nutritivos del género *Pleurotus*

Al realizar el análisis de aminoácidos se encontró, que las tres especies tenían en común todos los aminoácidos esenciales y los siguientes no esenciales: histidina, arginina, ácido aspártico, ácido glutámico, serina, prolina, glicina, alanina y tirosina. Porcentajes altos de ácido glutámico y ácido aspártico y bajos porcentajes de metionina fueron comunes a los tres hongos (Castillo, 1989).

Empleando el Índice Nutricional (NI) las tres especies fueron ordenadas de la siguiente forma: *P. ostreatus* (NI = 25); *P. sajor caju* (NI = 23) y *P. florida* (NI = 18). Los valores de NI fueron comparables con los del frijol, maní y repollo (Castillo, 1989).

Al emplear el ensayo Razón proteínica neta (NPR) los hongos fueron ordenados de la siguiente forma: *P. ostreatus* (NPR = 2.87); *P. sajor caju* (NPR = 2.51) y *P. florida* (NPR = 2.00). Los NPR obtenidos son comparables a los del maíz, hojuelas de maíz (Corn Flakes) y harina de trigo (Castillo, 1989).

La especie *Pleurotus ostreatus* contiene: proteína cruda 10 – 30 por ciento, vitamina C 30 – 144mg/100g, Niacina 109mg/100g, ácido fólico 65mg/100g y potasio 306mg/100g (Stamets, 1993).

### E. Relación carbono-nitrógeno en el desarrollo de *Pleurotus*

En 1,988 Manú-Tawiah y Martín, determinaron una relación óptima 40:1 para el crecimiento de *P. ostreatus* en medio líquido. Hong en 1,978, encontró que para la misma especie, una relación 15.23 producía una rápida formación de cuerpos fructíferos y que considerando los dos aspectos (rendimiento y velocidad de formación), la relación óptima debía ser 30.46:1 (Sánchez y Royse, 2002).

### F. Factores ambientales para el desarrollo de *Pleurotus*

Es importante considerar que se trabaja con un ser vivo, susceptible a cambios en la temperatura, humedad, ventilación y luz, entre otros; que son, precisamente, los factores ambientales más importantes que se debe considerar y controlar a lo largo del proceso de cultivo de los hongos. Las condiciones varían según la etapa del proceso y del hongo, por lo que es fundamental conocer las necesidades específicas de la especie a cultivar. Para el caso de *Pleurotus* los valores ideales para su desarrollo se detallan en el cuadro 1.

Cuadro 1. Valores ideales ambientales para el desarrollo de *Pleurotus* spp.

<b>Factor</b>	<b>Crecimiento miceliar</b>	<b>Fructificación</b>
Temperatura	25 - 33°C	26 - 28°C
Humedad relativa	Baja humedad	85 - 90%
Humedad del sustrato	70%	50%
pH del sustrato	6.0 - 7.0	6.5 - 7.0
Concentración de CO <sub>2</sub>	20 - 25% (aire normal)	Menor de 0.6%(buena ventilación)
Luminosidad	Obscuridad	150-200 lux (suficiente para leer)

Fuente: Sánchez (1994).

#### 3.1.6 Cultivo de *Pleurotus ostreatus*

Según Sánchez (1994) la producción de los hongos se produce en cuatro fases fundamentales, que son:

## A. Preparación del inóculo

Esta fase se desarrolla a nivel de laboratorio bajo una serie de cuidados. Se refiere a la siembra y propagación del micelio del hongo a partir de un tubo inclinado que contenga la cepa original en buenas condiciones fisiológicas. La otra opción es a partir del micelio en el contexto del carpóforo fresco. La siembra se hace en una caja petri, ya sea en agar papa dextrosa, agar extracto, agar de Sabouraud, etc. Se incuba en oscuridad a 28°C durante 8 días aproximadamente. Pasado éste período, el hongo se resiembra en su sustrato intermedio (granos de cereales como maíz, sorgo, arroz, trigo, etc.) en cantidad suficiente para que una vez desarrollado su micelio, la mezcla grano hongo se utiliza como semilla en la siembra del sustrato definitivo. Se busca en éste caso la fructificación rápida y económicamente que optimice la fructificación (Sánchez, 1994).

La preparación del inóculo comprende los siguientes pasos:

**a) Preparación del inóculo primario:** El grano elegido como sustrato intermedio se limpia, se rehidrata en agua limpia (durante 15 horas para el caso del sorgo, o 24 horas para el maíz), se deja escurrir para eliminar el exceso de agua, se pesa en porciones de 200 gramos y mete dentro de bolsas de polipapel. Posteriormente se esteriliza a 121°C durante 30 minutos, se deja enfriar para luego inocularlo en condiciones de asepsia rigurosa con micelio proveniente de un centímetro cuadrado del hongo, que se ha cultivado previamente en caja petri. Una vez inoculada, cada porción de 200 gramos debidamente embolsada se incuba durante 10 a 15 días a 28°C en oscuridad. A cada porción se le denomina “primario” (Sánchez, 1994).

El proceso de preparación del inóculo primario debe realizarse en un área aséptica, de preferencia cerrada y sin corrientes de aire con equipo esterilizado. Es recomendable la utilización de una cámara de flujo laminar o en su defecto dos o tres mecheros Bunsen o Meckler colocados de tal manera que originen una zona aséptica en el área de la mesa donde se trabajará. El material y equipo empleado (agujas de disección, bisturí y asas de platino) se esteriliza flameándolos en la llama del mechero y dejándolos enfriar antes de su uso el hongo a utilizar es el micelio que se obtiene en el laboratorio en las cajas petri (Sánchez, 1994).

**b) Preparación del inóculo secundario:** A partir del primario, se debe tomar de 8 a 10 porciones de grano para ser sembrados en el mismo número de bolsas que contengan el sustrato intermedio estéril. Esta nueva porción, se incuba bajo las mismas condiciones que los primarios. Una vez crecido el hongo, a estos segundos paquetes se les llama “secundarios”.

Tiene las ventajas de: abaratar costos, debido al ahorro en agar y otros medios sintéticos; una propagación más rápida por ya estar adaptado el grano; y un mayor número de inoculaciones (Sánchez, 1994).

Antiguamente se empleaban frascos de vidrio para el efecto, pero esa metodología, ha sido reemplazada exitosamente con bolsas de polipapel, las que con ciertos cuidados, soportan muy bien las condiciones de esterilización y los riesgos y problemas de manipulación y volumen que presentaban los frascos de vidrio (Sánchez, 1994).

## **B. Preparación del sustrato**

La preparación del sustrato consistirá en facilitarle al micelio los nutrimentos en forma más accesible para que se realice un rápido crecimiento del hongo. Esta fase de la preparación del sustrato comprende varios métodos, y el cual dependerá del sustrato que se trabaje. Dentro de esos métodos están: la fermentación (en el caso de la pulpa de café, bagazo de caña de azúcar, etc.), el secado y la fracturación o quiebra (en el caso de cáscaras, olote de maíz, pajas de gramíneas, etc.), la hidratación y escurrimiento, la pasteurización y finalmente el enfriamiento (si se trata de mezclas) y mezclado de los materiales que servirán como soporte para el crecimiento y fructificación del hongo (Sánchez, 1994).

**a) Fermentación:** Se recomienda para aquellos materiales como la pulpa de café fresca, el bagazo del maguey y la caña de azúcar que poseen una gran cantidad de azúcares solubles, éstos azúcares deben ser eliminados ya que promueven el crecimiento de hongos, levaduras y bacterias. Con la fermentación se obtiene mayor retención de humedad ya que ablanda la fibra que compone dichos materiales y además se reducen considerablemente otros compuestos no deseados en los sustratos como taninos, fenoles, ácidos, resinas, etc. que afectan el desarrollo del micelio (Sánchez, 1994).

La fermentación es un proceso aeróbico por el cual el sustrato se apila piramidalmente en un montículo donde se les agrega agua y se cubre con un material plástico negro para poder mantener el calor y la humedad que favorecen las actividades enzimáticas de los microorganismos, alcanzando una temperatura promedio de 50 a 55°C . En esta etapa del proceso, se presentan cambios en el pH, lo cual permitirá la adaptación de distintos microorganismos descomponedores de azúcares, dando origen a carbohidratos menos complejos y que a su vez generan proteínas, eso además trae los beneficios de disminuir las probabilidades de contaminación con hongos como *Penicillium*, debido a la baja concentración

de azúcares, y la obtención de sustratos más blandos. Se recomienda remover los sustratos cada dos días para evitar una fermentación anaeróbica. El tiempo de fermentación puede variar de 3 a 5 días dependiendo del sustrato, en algunos casos, como el de los bagazos, se requiere un mínimo de 10 días (Sánchez, 1994).

**b) Hidratación:** La hidratación, se realiza básicamente en sustratos secos como pajas, rastrojos, cascarillas, desechos de algodón, aserrín y pulpas deshidratadas. El sustrato a usar deberá estar fraccionado, a un tamaño de más o menos 2 a 3 centímetros por lado, las pajas, el rastrojo, pueden ser procesados por una picadora y en el caso del olote o la cáscara de cacao pueden ser triturados, habiendo logrado el fraccionado indicado va a permitir una mayor retención de humedad y un fácil manejo del sustrato. Las técnicas regularmente utilizadas son:

i) Remojo en agua, que puede ser ya sea a través de meter el material en bolsas de costal de plástico y ponerlas en remojo durante 1 a 12 horas, después de escurrir el exceso de agua se pasteuriza dentro de las mismas bolsas; o bien colocar el sustrato en un canasto de malla metálica de 50 x 80 centímetros y se sumerge por espacio de 20 horas, al término de las cuales habrá absorbido suficiente agua para tener cerca del 70% de humedad y esto es recomendable hacerlo con las pajas y rastrojos.

ii) Formación de pilas o volcanes, consiste en extender el sustrato en el piso del área de preparación y se aplica agua hasta cerca del 80% se cubre con un plástico y se deja por una noche, y al día siguiente estará listo para la siembra.

iii) Por compactación, esta se emplea para sustratos que tienen muy poca retención de humedad y son difíciles de hidratar, como es el caso de desecho de algodón, papel, cartón, estopa de coco, aserrín, etc., para efectuar esta práctica se coloca el sustrato en un cajón de aproximadamente 2 x 2 x 1 metros y se aplica agua uniformemente y se presiona severamente con los pies, con la finalidad de ir empapando y compactando el sustrato, luego se pone otra capa del sustrato y se hace lo mismo. El sustrato se hidrata en un promedio de 3 a 5 días con un 70 a 75 por ciento de humedad (Sánchez, 1994).

**c) Pasteurización:** La función es eliminar o inhibir la mayor cantidad de microorganismos (bacterias, mohos, levaduras) que puedan competir con el hongo en la utilización del sustrato. Esto se realiza sumergiendo el sustrato debidamente embolsado (sacos de tela) en un recipiente con agua caliente a una temperatura de 90 a 100°C, durante una hora (Sánchez, 1994).

### C. Siembra e incubación

Existen varias técnicas para realizar el cultivo de *P. ostreatus*. Entre éstos se encuentran: el proceso del túnel, el cultivo en contenedores, el cultivo en bloques prensados y cultivo en sacos o bolsas.

La técnica utilizar es la del el cultivo en sacos o en bolsas de polietileno (plástico) transparente, no debiendo utilizar bolsas de color opaco o negras porque tienen el inconveniente de no dejar ver el crecimiento del micelio sobre el sustrato y tampoco se puede ver si aparece algún moho contaminante u otro problema. Las bolsas a utilizar deberán ser nuevas, para evitar contaminaciones, siendo recomendable revisarlas para que no presenten perforaciones, o algún desperfecto o que estén sucias. El tamaño indicado de las bolsas pueden ser de 40 x 60, 50 x 60, 40 x 50 y 50 x 70 centímetros.

El enfriado del sustrato y la siembra se debe llevar a cabo en un área con estrictas medidas de asepsia para evitar contaminaciones. El personal debe estar provisto de ropa limpia, con mascarillas, cofia, y de preferencia guantes estériles y la puerta del local debe permanecer cerrada durante el proceso para evitar corrientes de aire.

La siembra e incubación se refiere al momento de inocular el sustrato con el hongo y al período de espera o reposo que se debe dar al sustrato para permitir el adecuado desarrollo del micelio. La siembra se realiza agregando y distribuyendo en capas alternas los 200 gramos de un secundario en 2.5 kilogramos de sustrato previamente pasteurizado y enfriado a la temperatura ambiente. La mezcla sustrato-secundario se acomoda en bolsas de polietileno transparente, al terminar la siembra la bolsa se cierra por medio de un nudo teniendo cuidado de eliminar el aire del interior.

La incubación es la propagación del hongo en el sustrato previo a su fructificación y su posterior cosecha. La incubación de las bolsas ya inoculadas se debe realizar en un local donde la luz sea mínima o en completa oscuridad, colocando los sustratos en anaqueles, debe mantenerse una temperatura de 28°C durante 15 a 21 días. Durante la incubación, tres o cinco días después de haber efectuado la siembra, se hacen de 20 a 40 perforaciones perfectamente distribuidas (con una aguja o navaja estéril) sobre la parte superior de la bolsa de polietileno que se ha sembrado y preferentemente sin tocar al sustrato, esto es para permitir un mejor intercambio gaseoso y un mejor crecimiento del hongo (Sánchez, 1994).

## D. Fructificación y cosecha

**a) Fructificación:** La fructificación se lleva a cabo después de la incubación cuando ya ha crecido bien el micelio y ha formado una superficie blanco-algodonosa que cubra todo el sustrato (pastel) y está lo suficientemente compactado. En presencia de luz se elimina la bolsa de polietileno para permitir la aparición de cuerpos fructíferos y pasar la masa hongo-sustrato formada, a la sala de fructificación. La sala de fructificación debe ser un área amplia, dedicada exclusivamente a la fructificación del hongo. Allí se deben mantener condiciones bien controladas de humedad tanto del sustrato (50% humedad) como del aire (85-90% humedad), buena ventilación, temperatura (26-28°C) e iluminación, ver cuadro 1 sección 3.1.5.F.

La ventilación tiene como objetivo eliminar el CO<sub>2</sub> generado por la respiración del hongo y renovarlo por aire oxigenado. Una ventilación insuficiente propicia la acumulación de CO<sub>2</sub> y el exceso de ventilación produce resecamiento del sustrato. Una acumulación baja de CO<sub>2</sub> puede inhibir el desarrollo de los cuerpos fructíferos o propiciar el crecimiento deforme de estos. Se recomienda mantener una ventilación en el cuarto de fructificación, de tal manera que el volumen de aire en dicho cuarto sea renovado de 4 a 6 veces cada hora.

El riego es necesario aunque solo sea en algunas horas del día, para aumentar la humedad y evitar el resecamiento del sustrato. Los riegos deben hacerse de preferencia de pulverización al ambiente, también debe efectuarse riegos directos al sustrato, sin embargo el chorro debe ser suave para no dañar los cuerpos fructíferos. Es recomendable guiarse por un higrómetro o por higrotermógrafo para saber cuando es necesario regar. Una humedad inferior al 80 por ciento será negativa para la formación de carpóforos (Sánchez, 1994).

Dos días después de haber llevado los pasteles a la sala de fructificación y de haber eliminado la bolsa de polietileno, empiezan a aparecer los primordios, es decir los primeros cuerpos fructíferos. Cuatro días después, los primordios se han desarrollado bien, cubre la totalidad de la superficie del pastel y estarán en madurez comercial, listos para ser cosechados (Sánchez, 1994).

**b) Cosecha:** Para cosechar se debe esperar que los carpóforos alcancen el mayor tamaño posible, pero sin permitir que el borde del píleo comience a enrizarse hacia arriba. La cosecha se hace cortando el estípote con un cuchillo o bisturí estéril, justo a la base del tallo, en la unión

con el sustrato, de abajo hacia arriba sin dañar el sustrato, todos los cuerpos fructíferos frescos que se obtengan en un pastel, se pesan y se calcula la eficiencia biológica (Sánchez, 1994).

### **3.1.7 Contaminaciones, enfermedades y plagas**

#### **A. Contaminaciones**

##### **a) Causas:**

- Mala pasteurización o descuidos en el manejo o en la siembra del sustrato en proceso.
- Deficiencias en la limpieza de los locales de incubación.
- Orificios por donde puede entrar el aire y sus microbios, los insectos y otros animales (Sánchez, 1994).

##### **b) Efectos:**

- Crecimiento pobre o nulo.
- Hongos mal formados o defectuosos (Sánchez, 1994).

##### **c) Soluciones:**

- Trabajar en condiciones asépticas, realizar buena esterilización y pasteurización.
- Buena limpieza, lavado y desinfectado (con alcohol al 70 por ciento, cloro u otro) de los cuartos de incubación, siembra y fructificación, como también del equipo, instrumentos y ropa de trabajo.
- Alrededor de los cuartos debe mantenerse siempre limpio (Sánchez, 1994).

#### **B. Enfermedades**

**a) Abióticas:** Este tipo de enfermedades, es causado por la falta de nutrientes específicos para el desarrollo de los hongos o por las variaciones ambientales del entorno donde se cultiva el hongo. En este sentido los principales problemas se presentan por efecto de: una deficiencia en la ventilación que influye directamente en la concentración de CO<sub>2</sub>, variaciones en la humedad relativa o en los efectos de exceso o falta de luminosidad (Sánchez, 1994).

El exceso de CO<sub>2</sub>, produce que los hongos desarrollen estípites más largos o carpóforos poco o nada desarrollados. La falta de humedad, además de reducir el rendimiento, afecta el desarrollo de los carpóforos, los cuales pueden presentar deformaciones. La iluminación



produce variaciones en la pigmentación de los carpóforos. Cuando la humedad es excesiva, de tal manera que moja demasiado los cuerpos fructíferos, estos presentan un aspecto blando, aguado y amarillento (Sánchez, 1994).

**a) Bióticas:** Son las enfermedades causadas por bacterias y hongos inferiores patógenos o competidores (Sánchez, 1994).

De acuerdo a Maroto (1995), reporta las enfermedades siguientes:

**i) Telaraña(*Dactylium dandroides*) (= *Cladobotryum dandroides*, *Hypomyces rosellus*):**

Los filamentos de este hongo crecen rápidamente y se extienden sobre la superficie del sustrato y de las setas, cubriéndolas con un moho blanquecino, primero ralo y luego denso y harinoso. En las partes viejas las formas perfectas forman puntos rojizos. Los ejemplares atacados se vuelven blandos, amarillento parduscos, y se acelera su descomposición. Puede atacar a las setas recolectadas. Esta enfermedad aparece con humedad excesiva, el calor y la escasa ventilación. Para su control se deben cubrir con cal viva en polvo, sal, formalina al 2 por ciento o soluciones de benomyl en las zonas afectadas. También se puede emplear zineb, mancozeb, carbendazin o thiabendazol (Maroto, 1995).

**ii) *Pseudomona tolaasii* (= *P. fluorescens*):** Esta bacteria ataca en cualquier fase del cultivo, desde el micelio en incubación a las setas ya formadas, disminuyendo o anulando la producción. En los sombreros de los ejemplares enfermos aparecen zonas de tamaño variable de color amarillo-parduscos o anaranjado, acaban pegajosos y si la temperatura y humedad son altas, se pudren pronto y huelen mal. Para su control se aconseja procurar evitar el exceso de humedad, la adición de sustancias nitrogenadas y el calor. Se puede añadir hipoclorito de sodio al agua de riego, solución de formalina al 0.2-0.3 por ciento, formol u otros productos (Maroto, 1995).

## **C. Plagas**

Entre las plagas que afectan a *Pleurotus* están: los caracoles y babosas, cochinillas de humedad, ratones, larvas de algunos lepidópteros y dípteros, ácaros (que en ocasiones resisten la pasteurización); y finalmente insectos coleópteros y dípteros que se enumeran a continuación en el cuadro 2.

Cuadro 2. Familias de insectos plaga durante el cultivo de *Pleurotus*

ORDEN	FAMILIA
Coleóptera	Staphylinidae
Coleóptera	Chrysomelidae
Coleóptera	Tenebrionidae
Coleóptera	Endomychilidae
Díptera	Mycetophilidae
Díptera	Stratiomyidae
Díptera	Drosophylidae

Fuente: Sánchez (1994).

Algunos de estos insectos pueden reducir el rendimiento o calidad de los hongos, ya que además suelen alimentarse de las esporas, de las láminas o inclusive del contexto mismo del hongo, al cual perforan y le hacen túneles y galerías. También pueden ser agentes de contaminación de otros hongos y bacterias (Sánchez, 1994).

Por otra parte se han observado algunas especies de lepidópteros aun no identificados que en su fase larval afectan principalmente el estípite del hongo, el cual barrenan y sus daños no presentan síntomas externos, por lo que se convierten en plagas de importancia económica. Algunos insectos depositan sus huevecillos en la madera de los anaqueles, y al eclosionar, las larvas se introducen al sustrato, sobre todo durante la incubación, después de haber perforado las bolsas, las larvas se comen entonces el sustrato, el hongo y contaminan otros hongos del pastel (Sánchez, 1994).

En estos casos es necesario la limpieza constante de anaqueles, paredes y pisos con jabón y cloro para matar huevos y larvas. Para el control de estas plagas e insectos asociados, recomienda el aislamiento de los locales y la colocación de trampas. Tipos de trampas que funcionan muy bien son:

a) Tiras de polietileno untadas con aceite comestible y colocadas a través de los estantes.

b) Recipientes plásticos o de vidrio con un líquido atrayente con cerveza o miel de cacao, a la cual se le pone en la boca un embudo con el orificio muy pequeño, de tal manera que el insecto pueda entrar pero no salir.

c) Otra forma adecuada resulta mezclando insecticidas con alimentos atrayentes.

d) Resulta eficaz la aplicación de un insecticida etnobotánico, como es el uso de aspersiones de infusión de la raíz de la flor de muerto (*Tagetes erecta*) (Sánchez, 1994).

Finalmente como control preventivo de colémbolos y dípteros es la colocación de filtros junto a los ventiladores, eliminación de residuos, tratamiento térmico de los sustratos, para eliminar huevos y larvas. También puede aplicarse insecticidas como: diazinón o malatión en polvo mezclados con el sustrato y nebulizaciones con endosulfán o diclorvos, etc. (Maroto, 1995).

### **3.1.8 Indicadores de producción**

Los indicadores de producción son los parámetros que permiten medir los rendimientos de una cosecha de hongos. Los rendimientos de *Pleurotus*, son estimados en un promedio de rango de 100 a 200 kilos del hongo por tonelada de sustrato preparado y húmedo, rendimiento que se tiene en aproximadamente de 7 a 9 semanas. La producción puede escalonarse a lo largo del año teniendo en cuenta que el ciclo total del cultivo se supone entre 2 y 4 meses repartidos así:

- De 15 a 30 días de incubación y crecimiento del micelio.
- De 15 a 20 días en la zona de cultivo.
- De 45 a 60 días de cosecha (Sánchez, 1994).

Los indicadores de producción se pueden calcular a partir de las siguientes fórmulas:

#### **A. Eficiencia biológica**

Consiste en la producción de cuerpos fructíferos, es decir que considera la bioconversión de energía y la biodegradación del sustrato. Se expresa en porcentaje y la

fórmula utilizada para su cálculo se obtiene de la relación entre la cosecha de los cuerpos fructíferos del hongo (peso fresco) y el peso seco del sustrato.

$$EB = \frac{\text{Peso fresco del hongo (gramos)}}{\text{Peso seco del sustrato (gramos)}} \times 100$$

Donde: EB, es la eficiencia biológica del hongo.

La EB, es generalmente el indicador de producción más utilizado para calcular el rendimiento de una cosecha de hongos. La EB, depende básicamente del tipo de sustrato a utilizar, en el caso de *Pleurotus ostreatus*, alrededor del 100 por ciento es considerada adecuada (Sánchez, 1994).

Es recomendable que solo dos cosechas sean tomadas en cuenta para determinar la eficiencia biológica del hongo en un determinado sustrato, debido a que en una tercera o cuarta cosecha los cuerpos fructíferos son de menor tamaño (Lazo, 2001).

## **B. Biodegradación del sustrato por una cepa**

La biodegradación mide el porcentaje de la pérdida de peso del sustrato en base seca. Se expresa de la siguiente fórmula:

$$Bd = \frac{\text{g de sustrato seco inicial} - \text{g de sustrato seco final}}{\text{g de sustrato seco inicial}} \times 100$$

Donde: Bd es la biodegradación del sustrato.

La importancia de la biodegradación es que provee a grandes rasgos y sin requerir de una análisis profundo, dar una idea general de la facilidad que tendrán las plantas de absorber los nutrientes contenidos en los sustratos, los cuales por su composición lignificada dificultaban tal labor, después de que fueron usados por estos hongos lignocelulósicos para su desarrollo y fructificación. Eliminando en gran medida esa cantidad de lignina y celulosa de la cual se alimentaron (Fajardo, 2001).

### 3.1.9 Sustratos a utilizar

Para seleccionar un sustrato adecuado para el cultivo de hongos, se debe considerar los requerimientos nutricionales del hongo, el análisis proximal del sustrato, su bajo costo, abundancia y fácil disponibilidad (Sánchez, 1994).

#### A. Caña de maíz (*Zea mays* L.)

Conjuntamente con el arroz y el trigo, el maíz es una de las tres gramíneas más cultivadas en el mundo. Tiene una amplia utilidad en la industria moderna, mas que todo en la producción de diversos tipos de alimentos, como hojuelas de maíz, harinas, papillas, entre otros. Los gérmenes de maíz contienen aceites para la alimentación humana, para la elaboración de margarinas, etc. Además se puede utilizar como alimento para animales en forma de rastrojo forrajero, asimismo en el ensilaje (García, 2000).

El rastrojo dejado luego de la recolección de las mazorcas muchas veces es utilizado como forraje para ganado, otras veces se incorpora al suelo como abono para la siguiente siembra, pero regularmente es amontonado y quemado (García, 2000).

La planta de maíz es de porte robusto de fácil desarrollo y de producción anual (García, 2000).

Cuadro 3. Análisis proximal del rastrojo y olote de maíz (*Zea mays* L.)

Componentes	rastrojo	olote
Materia seca	94.8%	91.9%
Extracto libre de nitrógeno	36.7%	48.1%
Extracto etéreo	1.8%	0.9%
Fibra cruda	40.2%	38.9%
Proteína cruda	8.0%	2.4%
Nitrógeno	1.28%	0.39%
Cenizas	8.1%	1.6%
Calorías	166	186
Calcio	-	765mg/100g
Fósforo	-	274mg/100g
Hierro	-	7.4mg/100g

Fuente: INCAP (1968).

Dentro de la planta de maíz (*Zea mays* L.), los tallos (caña) son los que presentan las estructuras más lignificadas con un contenido de proteínas de 3.1 por ciento y las hojas con 4 a 7 por ciento. La composición química indica que el rastrojo de maíz es bajo en materias nitrogenadas con 4.5 por ciento de proteína bruta promedio (López y Mendoza, 1999). La pared celular presenta un porcentaje mayor de hemicelulosa que de celulosa, su bajo porcentaje de lignina lo hace ser mas digestible que las pajas de cereales, siendo así mismo más rico en azúcares solubles que éstas. Por esta razón este residuo presenta un mayor valor energético superior al de las pajas de cereales, fluctuando entre 1.69 y 2.1 Mcal/kg de materia seca (Laforé, 2001).

### **B. Pulpa de café (*Coffea arábica* L.)**

La pulpa de café es un desecho que proviene del beneficiado del café en cereza, la cual constituye cerca del 40 por ciento de la masa de la fruta fresca. A través de estudios realizados por varios investigadores, se ha demostrado que la pulpa de café es uno de los sustratos eficientes para el desarrollo del hongo comestible *Pleurotus* spp. (León, 1987).

La pulpa de café puede ser utilizada en fresco, sin embargo se recomienda fermentarla durante 3 a 5 días, la cual se logra apilándola en montículos de aproximadamente 1 m de diámetro y 50 y 60 cm de altura. Se cubre el montículo con un plástico negro, para evitar la deshidratación y favorecer la fermentación. Posteriormente la pulpa se somete al proceso de pasteurización, seguidamente de la siembra del hongo al sustrato y finalmente la obtención de la cosecha (León, 1987).

Sin embargo, la pulpa de café fresca solo está disponible durante seis meses del año, que es la época de la cosecha del café, por lo que la producción de *Pleurotus* se ve limitada. Otra alternativa de conservar la pulpa de café como sustrato de hongos comestibles es el secada al sol inmediatamente después de haber sido sacada del pulpero(hasta un 8 por ciento de humedad) y así puede conservarse hasta 2 años para ser usada e incluso facilitar su traslado a otros lugares en donde no existe el cultivo del café. Par usar la pulpa deshidratada, se sumerge durante 1 hora para hidratarla y se pasteuriza durante 40 minutos a 85°C para posteriormente seguir los mismos procedimientos ya mencionados. La pulpa fresca fermentada se pasa directamente a pasteurizar sin remojar (Sánchez, 1994).

La pulpa de café está constituida tanto por macroelementos (N, P, K, Ca, Mg) como microelementos (Fe, Mn, Zn, Cu) en diferentes proporciones, razón por la cual se considera útil

en las aplicaciones como abono orgánico. Así como también sus contenidos celulares que revelan su estado de descomposición como la fibra detergente ácido la cual se encuentra formada principalmente por celulosa y lignina (Orellana, 1994).

Cuadro 4. Análisis proximal de la pulpa de café (*Coffea arábica* L.)

Componente	Porcentajes
Materia seca	22.74
Extracto libre de nitrógeno	51.10
Extracto etéreo	1.08
Fibra cruda	15.07
Proteína cruda	17.71
Nitrógeno	2.8
Cenizas	15.04

Fuente: INCAP (1968).

### 3.1.10 Factores que inciden en la descomposición de la materia orgánica

La descomposición de los residuos orgánicos en la elaboración de la composta se realiza con la fermentación aeróbica (en presencia de aire), la cual se lleva a cabo en forma natural a través de bacterias, hongos y otros microorganismos que producen cambios en la materia orgánica por medio de su metabolismo. Este proceso puede verse afectado por los factores siguientes:

#### A. Relación carbono-nitrógeno

La relación carbono-nitrógeno es la cantidad de carbono por unidad de nitrógeno contenido en los tejidos de las plantas, la cual varía dependiendo del material.

La fuente de carbono se encuentra en mayor proporción en residuos vegetales secos, como rastrojos de maíz, trigo, maicillo, zacates y frijol, entre otros. La fuente de nitrógeno se encuentra principalmente en estiércol de animales, hojas verdes de cualquier planta (especialmente en las leguminosas), desechos de hortalizas y otros. El nitrógeno es necesario para la descomposición de la materia orgánica. Si el material orgánico tiene poca cantidad de

nitrógeno con relación al carbono presente, entonces la abonera tiene un alto contenido de materiales, como rastrojo de maíz, trigo y zacate seco no descompuesto. En este caso la actividad bacteriana tiende a disminuir y el proceso se retarda (López y Mendoza, 1999).

Los microorganismos requieren, para su normal desenvolvimiento en la abonera, una relación de 25 a 30 partes de carbono por una de nitrógeno. Una relación carbono-nitrógeno arriba de 30 se detiene la humificación de la materia orgánica. Mientras más alto sea el contenido de carbono, más tiempo tomará el proceso de descomposición de la materia orgánica (López y Mendoza, 1999).

## **B. Oxígeno**

El oxígeno es esencial en el proceso de oxidación, durante el cual, por acción de los microorganismos al degradar la materia orgánica, se libera la mayor parte de carbono en forma de gas y calor. Una parte del carbono que no es liberado es utilizada por los microorganismos en combinación con el nitrógeno, para la formación de su propia estructura celular. La oxigenación de la abonera se favorece haciendo volteos cada 15 días. Es recomendable no excederse en los volteos, ya que fácilmente se pueden escapar otros componentes como el nitrógeno (López y Mendoza, 1999).

## **C. Temperatura**

En la fermentación aeróbica, la temperatura sube hasta 75°C, permaneciendo así por un tiempo, para luego disminuir gradualmente a unos 40°C (fase mesófila) y finalmente llegar a temperatura ambiente (fase de maduración). Cuando la abonera alcanza los 75°C, los gérmenes patógenos se destruyen, pero las bacterias y hongos benéficos pueden sobrevivir (López y Mendoza, 1999).

## **D. Humedad**

El agua es esencial para el proceso biológico, por lo que hay que proveerla en forma adecuada. En la fase inicial, debe humedecerse cada capa de material que se va agregando, de tal manera que el material quede con 50 a 60 por ciento de humedad. Posteriormente los riesgos dependerán del estado en que se este descomponiendo el material orgánico (López y Mendoza, 1999).



## E. Factor pH

En la fase mesófila (temperatura ambiente y hasta 40°C), el pH tiende a ser ácido, llegando a valores de 2.5; el que posteriormente, en la fase de temperaturas altas, llega a alcalinizarse alcanzando valores de 8.5, para estabilizarse, finalmente en rangos de 6.5 a 7.5 (López y Mendoza, 1999).

### 3.1.11 Suplementos

La adición de suplementos al sustrato acelera el crecimiento e incrementa la producción del hongo. Los suplementos nutricionales aumentan los niveles de nitrógeno y de carbohidratos. Al adicionar nitrógeno, se eleva el rendimiento de la cosecha, pero ciertos niveles pueden inhibir la fructificación (Barrios, 2002).

Según Stamets en 1,993 menciona que la relación del rendimiento es de aproximadamente 1 libra de hongos frescos de *Agrocybe aegerita*, por 5 a 6 libras de sustrato esterilizado (paja de cebada, etc.) obteniéndose un mayor desarrollo cuando se adiciona fuente de nitrógeno al sustrato (Stamets, 1993).

En el estudio del efecto de la suplementación de la paja de cebada (sustrato) sobre el hongo *Agrocybe aegerita* con diversas fuentes de nitrógeno a diferentes concentraciones, realizado por Lau, no encontró diferencia significativa entre la degradación del sustrato no suplementado y el suplementado con  $\text{NaNO}_3$ , Urea y ácido aspártico. Pero al utilizar  $(\text{NH}_4)\text{HPO}_4$  en las concentraciones de 0.32, 0.48, 0.64 y 0.80g de N/100 de sustrato, la degradación del sustrato sí fue significativamente mayor que al utilizar el sustrato no suplementado (Lau, 2001).

Generalmente, los hongos prefieren la utilización de amonio como fuente de nitrógeno que cualquier otro compuesto, probablemente debido a que requiere mucho menos gasto de energía el uso de esta forma reducida de nitrógeno, eso explicaría la razón del porque los sustratos suplementados con  $(\text{NH}_4)\text{HPO}_4$  se degradaron con mayor facilidad (Lau, 2001).

Lelley y Jansen en 1,993 citados por Cardona (2001) consideraron que es necesario suplementar el sustrato para la producción de carpóforos del hongo *P. ostreatus*, siempre y cuando se evite la propagación rápida de microbiota competidora; dichos autores obtuvieron

buenos resultados utilizando urea al 5 por ciento encapsulada con 100 partes por millón de  $\text{MnCl}_2$  (Cardona, 2001).

Por su parte, Zhao en 1,998 demostró que fertilizantes potásicos como  $\text{KCl}$ ,  $\text{KNO}_3$ ,  $\text{K}_2\text{SO}_4$  y  $\text{KH}_2\text{PO}_4$  pueden incrementar la productividad de *P. ostreatus* y a la vez mejor el contenido de proteína del cuerpo fructífero (Cardona, 2001). Danciang en 1,986 obtuvo un aumento significativo en la producción de carpóforos empleando como fertilizante del cultivo 4g de sulfato de amonio por galón de agua (Cardona, 2001).

### 3.1.12 Tipos de suplementos a utilizar

#### A. Nitrato de amonio ( $\text{NH}_4\text{NO}_3$ )

Es un abono que contiene nitrógeno en dos formas: nítrica, de efectividad inmediato y amoniacal, de efecto retardado; por este motivo puede emplearse en distintos estados de crecimiento de las plantas. La parte nítrica no queda retenida por mucho tiempo en el terreno, al contrario que la forma amoniacal; las pérdidas en profundidad de este abono son limitadas. Se presenta bajo la forma de gránulos o polvo blanco con aspecto cristalino; atrae mucho la humedad, por lo que es conveniente conservarlo sólo durante un breve periodo de tiempo, en lugares secos en el interior de bolsas impermeables bien cerradas. Tiene un coste medio. Puede emplearse en cualquier clase de terrenos, no deja residuos (Jackson, 2002).

Cuadro 5. Características del nitrato de amonio

Fórmula Química	Título				Reacción en agua	Efecto residual en el terreno	Solubilidad en el agua
	N	$\text{P}_2\text{O}_5$	$\text{K}_2\text{O}$	Otros			
$\text{NH}_4\text{NO}_3$	26-27	0	0	8-9 CaO	ácida	neutro	Muy soluble

Fuente: Jackson (2002).

#### B. Nitrato de potasio ( $\text{KNO}_3$ )

Es un abono compuesto: que contiene nitrógeno en forma nítrica, que es de efecto inmediato y potasio que es de efecto retardado. El potasio se mantiene bastante tiempo en el terreno, incluso cuando la raíces de las plantas no se afanan en absorberlo, es difícil que sea arrastrado por las aguas que discurren hacia abajo. El nitrógeno, por el contrario, al estar presente en forma nítrica, no es retenido por el terreno, por lo que, sino es absorbido

rápida por las raíces, puede perderse fácilmente en profundidad. Se presenta bajo la forma de polvo cristalino de color blanco; atrae poco la humedad y, por tanto, puede conservarse durante período de tiempo bastante largo. Tiene un coste medio-bajo. El suministro de este abono es útil en todos los terrenos, pues no deja residuos (Jackson, 2002).

### C. Urea

Es un abono nitrogenado de efecto retardado, porque contiene nitrógeno en forma de urea, que en el terreno no tarda en transformarse en amoníaco. Se conserva durante tiempo en el suelo, incluso cuando no es absorbido rápidamente por las raíces de las plantas; es difícil que lo arrastren a las profundidades de las aguas que discurren hacia abajo. Se presenta bajo la forma de polvo gránulos cristalinos de color blanco; atrae en cierta medida la humedad, por lo que puede conservarse durante tiempo en sacos impermeables bien cerrados. Tiene un coste bastante bajo. Puede utilizarse en cualquier tipo de terreno, ya que no deja residuos (Jackson, 2002).

Cuadro 6. Características de la urea

Fórmula Química	Título				Reacción en agua	Efecto residual en el terreno	Solubilidad en el agua
	N	P <sub>2</sub> O <sub>5</sub>	K <sub>2</sub> O	Otros			
CO(NH <sub>2</sub> ) <sub>2</sub>	46	0	0	rastros	neutra	neutro	Muy soluble

Fuente Jackson (2002).

#### 3.1.13 Diseño bloques al azar

Este diseño se caracteriza porque estratifica el material experimental en bloques, cuando se logra determinar una gradiente de variabilidad, pudiendo ser esta climática, edáfica, o de otro tipo; para lo cual se agrupan los “k” tratamientos en “b” bloques, colocando los bloques en sentido perpendicular a la gradiente que se ha establecido, de tal manera que las unidades experimentales dentro de un bloque sean relativamente homogéneas. Se dice que se trata de un diseño aleatorizado porque se asignan aleatoriamente los tratamientos “k” unidades experimentales dentro de cada bloque. El número de unidades experimentales dentro de un bloque debe ser igual al número de tratamientos a evaluar. En este caso el número de repeticiones es igual al número de bloques (García, 2000).

## **3.2 Marco referencial**

### **3.2.1 Localización del experimento**

Las fases de producción del inóculo, siembra, suplementación nitrogenada e incubación, se realizó en los laboratorios de la Subárea de Ciencias Químicas, salón B-15 interior, del segundo nivel del edificio T-8 de la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala, situado en la parte sur de la zona 12 del municipio de Guatemala, y según el Instituto Geográfico Nacional (IGN) se localizada geográficamente en las coordenadas UTM 763563.67 metros este, 1613784.51 metros norte y a una altitud media de 1,502 msnm (IGM, 1983).

La fase de fructificación del hongo, se efectuó en una habitación situada en la 10ª calle 10-12 zona 11, colonia Roosevelt del municipio de Guatemala y según el IGN se localiza geográficamente en las coordenadas UTM 764238.69 metros este, 1616719.06 metros norte y una altitud media de 1,502 msnm (IGM, 1983).

### **3.2.2 Clima y zona de vida**

Según el mapa de zonas de vida de Holdridge (Cruz, 1982), El área donde se realizó el estudio, pertenece a la zona de vida: Bosque húmedo subtropical templado (Bh-st). Las condiciones climáticas registradas por el Instituto nacional de sismología, vulcanología meteorología e hidrología (INSIVUMEH) durante los meses de septiembre y octubre del año 2,006 para el área del municipio del Guatemala fueron las siguientes (INSIVUMEH, 2006):

Precipitación: 428.60 mm

Temperatura media: 25.9° C.

Humedad relativa media: 80%

Insolación promedio: 5.80 horas/día, 0.35cal/cm<sup>2</sup>/min.

### **3.2.3 Avances tecnológicos**

Según la bibliografía consultada no se encontró ningún estudio previo donde se haya evaluado la eficiencia biológica de *Pleutotus ostreatus*, sobre la caña de maíz con la adición de suplementos nitrogenados.

Esta investigación forma parte del proyecto de colecta, domesticación y producción de hongos nativos comestibles de Guatemala, desarrollado por la Subárea de Ciencias Químicas de la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala, en la cual se busca generar conocimientos de nuevas técnicas para el desarrollo del cultivo de *Pleurotus*.

El autor y el asesor de ésta tesis han realizado los 18 meses anteriores tres pruebas de ensayos preliminares de carácter exploratorio que fueron los siguientes:

En el primer ensayo realizado se fertilizó el sustrato con urea en solución líquida en concentraciones de 1, 3 y 5 por ciento de nitrógeno, previo a la inoculación del hongo. Los resultados encontrados fue de ningún desarrollo micelial de *Pleurotus*, habiendo utilizado el método de preparación del sustrato por inmersión en agua alcalina al 2 por ciento.

Luego se realizó un segundo ensayo en el cual se redujo las concentraciones de nitrógeno en 0.25, 0.50, 0.75, 1.00, 1.25, 1.50, 1.75 y 2.00 por ciento usando como fertilizantes cloruro amonio y nitrato de potasio.

Los suplementos fueron disueltos en agua estéril y pasteurizado a 80° C por 15 minutos, luego fueron inyectados 4 días después de la siembra del hongo.

Al momento se pudo observar que las unidades experimentales con concentraciones mayores de 1.50 por ciento de nitrógeno es casi inexistente el desarrollo micelial de *Pleurotus*.

Finalmente fundamentado en los resultados obtenidos en los ensayos anteriores se determinó suplementar la caña de maíz siendo el sustrato a evaluar con niveles de dosis que van de 0.42 a 1.50 por ciento de nitrógeno total en el sustrato, y considerando la relación carbono-nitrógeno 30.46:1 que es la óptima que recomienda Hong, citado por Sánchez y Royse, (2002) para un buen rendimiento de *P. ostreatus*.

Partiendo del estudio de estos ensayos y de la relación óptima carbono-nitrógeno que halló Hong, se procedió a calcular por método estequiométrico las dosis de nitrógeno en cantidades porcentuales y equivalentes a peso en gramos de cada uno de los tres fertilizantes que se suplementó a la caña de maíz (ver cuadros 7, 8 y 9) y en el cuadro 10 los sustratos testigos o no suplementados.

Cuadro 7 .Caña de maíz (*Zea mays* L.) suplementada con  $\text{NH}_4\text{NO}_3$ 

Trat.	%Ninicial sustrato	%N a suplementar	Suplemento equivalente en gramos	%Nfinal sustrato	% C. O. sustrato	Relación C/N en el sustrato
1	0.42	0.08	0.12	0.50	46.19	92:1
2	0.42	0.33	0.47	0.75	46.19	62:1
3	0.42	0.58	0.83	1.00	46.19	46:1
4	0.42	0.83	1.18	1.25	46.19	37:1
5	0.42	1.08	1.55	1.50	46.19	31:1

Fuente: Elaboración propia

Cuadro 8 .Caña de maíz (*Zea mays* L.) suplementada con  $\text{KNO}_3$ 

Trat.	%Ninicial sustrato	%N a suplementar	Suplemento equivalente en gramos	%Nfinal sustrato	% C. O. sustrato	Relación C/N en el sustrato
6	0.42	0.08	0.29	0.50	46.19	92:1
7	0.42	0.33	1.19	0.75	46.19	62:1
8	0.42	0.58	2.09	1.00	46.19	46:1
9	0.42	0.83	2.99	1.25	46.19	37:1
10	0.42	1.08	3.89	1.50	46.19	31:1

Fuente: Elaboración propia

Cuadro 9 .Caña de maíz (*Zea mays* L.) suplementada con Urea

Trat.	%N inicial sustrato	%N a suplementar	Suplemento equivalente en gramos	%N final sustrato	% C. O. sustrato	Relación C/N en el sustrato
11	0.42	0.08	0.08	0.50	46.19	92:1
12	0.42	0.33	0.35	0.75	46.19	62:1
13	0.42	0.58	0.63	1.00	46.19	46:1
14	0.42	0.83	0.90	1.25	46.19	37:1
15	0.42	1.08	1.17	1.50	46.19	31:1

Fuente: Elaboración propia

Cuadro 10. Análisis de sustratos sin suplementación

Trat.	Sutrato	%N inicial sustrato	%N final sustrato	% C. O. sustrato	Relación C/N en el sustrato
16	Caña de maíz	0.42	0.42	46.19	110:1
17	Pulpa de café	2.14	2.14	28.23	13.2:1

Fuente: Análisis de Laboratorio de suelo-planta-agua, "Salvador Castillo Orellana", Facultad de Agronomía, USAC.

## 4. OBJETIVOS

### 4.1 General

- 4.1.1 Evaluar el efecto de la suplementación nitrogenada de la caña de maíz (*Zea mays* L.), sobre la eficiencia biológica de *Pleurotus ostreatus* (cepa ECS-152).

### 4.2 Especificos

- 4.2.1 Comparar la respuesta biológica del hongo en la caña de maíz suplementada con nitrato de amonio, nitrato de potasio y urea y testigos.
- 4.2.2 Identificar el tratamiento que presente la mejor respuesta biológica de *Pleurotus ostreatus*.



## 5. HIPÓTESIS

- 5.1 El hongo *Pleurotus ostreatus* presentará una mayor eficiencia biológica, en aquellos tratamientos en los que se suplementará la caña de maíz (*Zea mays* L.), con nitrato de amonio, nitrato de potasio y urea.

## 6. METODOLOGÍA

### 6.1 Material experimental

#### 6.1.1 Material biológico

- Se evaluó la cepa de *Pleurotus ostreatus* ECS-152.

#### 6.1.2 Materiales vegetales

- Granos de sorgo (*Sorghum vulgare* L.)
- Caña de maíz (*Zea mays* L.)
- Pulpa de café seca (*Coffea arábica* L.) como testigo relativo.

#### 6.1.3 Suplementos nitrogenados

- Nitrato de amonio ( $\text{NH}_4\text{NO}_3$ ) buscando concentraciones de Nitrógeno total en el sustrato en porcentajes de 0.42, 0.50, 0.75, 1.00, 1.25 y 1.50 .
- Nitrato de potasio ( $\text{KNO}_3$ ) buscando concentraciones de Nitrógeno total en el sustrato en porcentajes de 0.42, 0.50, 0.75, 1.00, 1.25 y 1.50 .
- Urea ( $\text{CO}(\text{NH}_2)_2$ ) buscando concentraciones de Nitrógeno total en el sustrato en porcentajes de 0.42, 0.50, 0.75, 1.00, 1.25 y 1.50 .

#### 6.1.4 Cristalería, equipo de laboratorio y reactivos

- Cajas de petrí de vidrio
- Probetas graduadas de 100 ml
- Erlenmeyer de 250, 500 y 1000 ml
- Frascos goteros
- Campana de flujo laminar
- Autoclave de olla
- Estufa
- Balanza semi-analítica
- Termómetro
- Mechero bunzen
- Incubadora
- Alcohol etílico concentrado al 95 por ciento.
- Atomizador

- Como medio de cultivo papa dextrosa agar.
- Cubetas plásticas
- Bolsas de polipapel

## 6.2 Diseño experimental

Para la realización del experimento se usó un diseño de bloques al azar con arreglo combinatorio, el cual contó con 17 tratamientos de los cuales la caña de maíz sin suplementación se consideró como testigo absoluto y la pulpa de café sin suplementación como testigo relativo. Cada tratamiento se repitió 6 veces para hacer un total de 102 unidades experimentales.

Cada unidad experimental esta compuesta por una bolsa con 50 gramos de sustrato en peso seco y con la suplementación del fertilizante nitrogenado y a sus respectivas concentraciones.

Los factores evaluados fueron los fertilizantes nitrogenados y los niveles de concentración de éstos.

El modelo estadístico a usar fue el siguiente:

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + (\alpha\beta)_{ij} + \gamma_k + \varepsilon_{ijk}$$

donde:

$Y_{ijk}$  = Eficiencia biológica de *Pleurotus ostreatus* ECS-152 en cada uno de los tratamientos con su respectivo fertilizante y nivel de concentración.

$\mu$  = Media general de la eficiencia biológica.

$\alpha_i$  = Efecto del i-ésimo fertilizante.

$\beta_j$  = Efecto del j-ésimo nivel de concentración.

$(\alpha\beta)_{ij}$  = Efecto de la interacción entre el i-ésimo fertilizante y el j-ésimo nivel de concentración.

$\gamma_k$  = Efecto del k-ésimo bloque.

$\varepsilon_{ij}$  = Error experimental asociado a la ijk-ésimo unidad experimental.

### 6.3 Tratamientos

Cuadro 11. Tratamientos, claves y descripción respectivamente.

TRATAMIENTO	CLAVE	DESCRIPCIÓN
T1	CF1N1	Caña de maíz con F1(NH <sub>4</sub> NO <sub>3</sub> ) y nivel concentración 1 (0.50%)
T2	CF1N2	Caña de maíz con F1(NH <sub>4</sub> NO <sub>3</sub> ) y nivel concentración 2 (0.75%)
T3	CF1N3	Caña de maíz con F1(NH <sub>4</sub> NO <sub>3</sub> ) y nivel concentración 3 (1.00%)
T4	CF1N4	Caña de maíz con F1(NH <sub>4</sub> NO <sub>3</sub> ) y nivel concentración 4 (1.25%)
T5	CF1N5	Caña de maíz con F1(NH <sub>4</sub> NO <sub>3</sub> ) y nivel concentración 5 (1.50%)
T6	CF2N1	Caña de maíz con F2(KNO <sub>3</sub> ) y nivel concentración 1 (0.50%)
T7	CF2N2	Caña de maíz con F2(KNO <sub>3</sub> ) y nivel concentración 2 (0.75%)
T8	CF2N3	Caña de maíz con F2(KNO <sub>3</sub> ) y nivel concentración 3 (1.00%)
T9	CF2N4	Caña de maíz con F2(KNO <sub>3</sub> ) y nivel concentración 4 (1.25%)
T10	CF2N5	Caña de maíz con F2(KNO <sub>3</sub> ) y nivel concentración 5 (1.50%)
T11	CF3N1	Caña de maíz con F3(Urea) y nivel concentración 1 (0.50%)
T12	CF3N2	Caña de maíz con F3(Urea) y nivel concentración 2 (0.75%)
T13	CF3N3	Caña de maíz con F3(Urea) y nivel concentración 3 (1.00%)
T14	CF3N4	Caña de maíz con F3(Urea) y nivel concentración 4 (1.25%)
T15	CF3N5	Caña de maíz con F3(Urea) y nivel concentración 5 (1.50%)
T16	C	Caña de maíz sin suplemento nitrogenado(testigo absoluto)
T17	P	Pulpa de café sin suplemento nitrogenado(testigo relativo)

Fuente: Elaboración propia.

A continuación se presenta el cuadro que muestra el arreglo experimental de los tratamientos y repeticiones en el espacio.

Cuadro 12. Distribución aleatoria de los tratamientos.

TRATAMIENTOS	BLOQUES					
UBICACIÓN	I	II	III	IV	V	VI
1	T7	T13	T6	T1	T12	T13
2	T10	T11	T8	T2	T15	T9
3	T13	T5	T16	T14	T10	T12
4	T9	T1	T4	T7	T17	T7
5	T5	T10	T1	T6	T4	T10
6	T17	T4	T5	T10	T13	T14
7	T12	T7	T17	T9	T6	T1
8	T3	T14	T13	T11	T5	T4
9	T2	T3	T7	T5	T16	T8
10	T15	T16	T14	T4	T7	T15
11	T16	T2	T12	T3	T14	T3
12	T4	T6	T15	T16	T2	T16
13	T11	T15	T11	T8	T9	T5
14	T8	T17	T10	T15	T1	T11
15	T6	T9	T2	T12	T3	T6
16	T1	T12	T3	T13	T8	T2
17	T14	T8	T9	T17	T11	T17

Fuente: Elaboración propia.

#### 6.4 Variable de respuesta

Eficiencia biológica (%): Expresada en porcentaje y se obtuvo de la relación Peso Total de Hongos frescos (g) entre el Peso Seco del Sustrato (g) multiplicado por 100.

#### 6.5 Análisis estadístico

Al final del estudio se realizó un análisis de varianza (andeva) de la eficiencia biológica de *Pleurotus ostreatus* en cada uno los tratamientos a evaluados. Para determinar si existió diferencias significativas entre los tratamientos evaluados, se hizo necesario realizar una prueba múltiple de medias bajo el criterio de Tukey al 95 por ciento de confiabilidad ( $\alpha = 0.05$ ), para determinar el o los mejores tratamientos en base a la variable de respuesta.

## 6.6 Manejo del experimento

### 6.6.1 Preparación del inóculo

- Esta fase partió desde la adquisición del micelio certificado, cepa ECS-152, proporcionado por el “Cepario de hongos comestibles y medicinales de El Colegio de la Frontera Sur” (ECOSUR), unidad de Tapachula, Chiapas, México.
- Posteriormente, bajo condiciones del laboratorio de la Subárea de Ciencias Químicas, de la Facultad de Agronomía de la USAC, el micelio se propagó en caja de petri conteniendo como medio de cultivo papa dextrosa agar (PDA), dentro de la campana de flujo laminar.
- Luego se almacenó dentro de la incubadora a una temperatura de 28° C en oscuridad durante 8 días, después de ese lapso de tiempo el micelio colonizó toda la superficie del medio de cultivo contenido en las caja petri (ver figura 2).



Figura 2. Medio de cultivo colonizado por micelio de *Pleurotus ostreatus*.

- Para preparación del inóculo primario se eligió el grano de sorgo el cual se limpió e hidrató en agua limpia durante 24 horas, luego se escurrió para eliminar el exceso de agua y se pesaron unidades de 30 gramos colocadas dentro de bolsas de polipapel, después se esterilizaron a 121° C por 30 minutos, y se dejó enfriar.

- Dentro de la campana de flujo laminar, con un bisturí estéril se procedió a cortar el agar con el micelio en cuadritos de 0.5 cm<sup>2</sup>, y se inoculó 1 cuadrito de ese agar-micelio por cada bolsa de polipapel conteniendo 30 g de granos de sorgo previamente esterilizado.
- Cada bolsa se cerró procurando compactarla lo más que se pudo y se identificó con el nombre de la cepa y fecha de inoculación y se incubó a 28° C en obscuridad durante 20 días.

#### **6.6.2 Preparación del sustrato**

- Para esta investigación se usó pulpa de café y caña de maíz, los dos sustratos en estado seco.
- La caña de maíz se fragmentó en trozos de 3 a 5 cm de largo con el fin de no romper las bolsas, retener la humedad y fácil manejo del sustrato. Mientras que la pulpa de café se procedió a la limpieza de que no lleven otros materiales contaminantes.
- Los dos sustratos en partes separadas se hidrataron por 24 horas y se escurrieron por 1 hora.
- Después del escurrimiento los dos sustratos por separado se embolsaron en unidades equivalentes a 50g de peso seco en bolsas nuevas de polipapel en medidas de 23 x 37cm; luego se esterilizaron en el autoclave a 121° C (a 15atm de presión) por 20 minutos.
- Esterilizados los dos sustratos estos se dejaron enfriar hasta llegar a la temperatura ambiente.

#### **6.6.3 Preparación de los suplementos nitrogenados**

- Se solubilizaron las diferentes concentraciones de nitrato de amonio, nitrato de potasio y urea en 25 mililitros de agua destilada estéril.
- En el potenciómetro se determinó el pH de cada solución.

- Se autoclaveó a 121° C por 20 minutos las soluciones de nitrato de amonio y nitrato de potasio conjuntamente con el sustrato, y la solución de urea se pasteurizó a 80° grados centígrados por 15 minutos para luego ser adicionada al sustrato.
- Enfriado a temperatura ambiente el sustrato ya suplementado se procedió a realizar la siembra.

#### **6.6.4 Siembra e incubación**

- El área de trabajo estuvo completamente cerrada y desinfectada con alcohol al 95 por ciento y utilizando mascarillas nuevas.
- La siembra se realizó dentro de la campana de flujo laminar mezclando en forma homogénea el inóculo primario con el sustrato, dentro de bolsas nuevas transparentes de polipapel de 23 x 37 cm la cual al terminar la siembra, se cerró por medio de un nudo de la misma bolsa, teniendo el cuidado de eliminar el aire interior.
- Luego las bolsas ya inoculadas se trasladaron a la sala de incubación (la cual se desinfectó pisos, paredes y techo) colocadas sobre anaqueles bajo condiciones de oscuridad y a una temperatura de 26° C durante 30 días.
- Cuatro días después de la siembra se realizó perforaciones perfectamente distribuidas sobre la parte superior de la bolsa de polietileno teniendo el cuidado de no tocar al sustrato. Esto con el fin de permitir un mejor intercambio gaseoso y un mejor crecimiento del hongo.
- Finalizado el período de incubación se observó el crecimiento miceliar de una apariencia blanco-algodonosa que cubrió y compactó totalmente el sustrato.

#### **6.6.5 Fructificación y cosecha**

- Dentro de la sala de fructificación previamente desinfectada, se procedió a eliminar la bolsa de polipapel y se colocó cada tratamiento conforme con lo previsto en la distribución espacial del diseño, para su fructificación.



- En la sala de fructificación se consideró las condiciones adecuadas de ventilación, humedad, temperatura y luminosidad, para evitar el resecado del sustrato.
- Entre 5 a 7 días después de llevados los pasteles a la sala de fructificación (ver figura 3) nacieron los primordios que posteriormente formaron los carpóforos.
- Para cosechar los carpóforos se espera que alcancen el mayor tamaño posible, pero sin permitir que el borde del píleo comience a enrizarse hacia arriba. La cosecha se hizo cortando el estípite con un cuchillo o bisturí estéril, justo a la base del tallo, en la unión con el sustrato. Se tomó el peso fresco de los hongos de cada corte de cada unidad experimental en una balanza semi-analítica. Para calcular la eficiencia biológica se consideró el peso acumulativo de los hongos frescos hasta la segunda cosecha.



Figura 3. Sala de fructificación del hongo *Pleurotus ostreatus*.

#### **6.6.6 Control de plagas durante la fructificación**

- El control de plagas durante la etapa de fructificación del hongo fue más de carácter preventivo, la sala de fructificación se mantuvo cerrada y la única ventana que se tuvo, se cubrió con cedazo plástico con celdas de 1mm<sup>2</sup> para permitir el ingreso de ventilación, más no así el de insectos.
- Por otro lado, en la entrada de la puerta a la sala se mantuvo como limpia zapatos una toalla impregnada con cloro, con el fin de no permitir el ingreso de algún tipo de insectos o bien de otros microorganismos como hongos o bacterias que pudieran ir adheridas a la suelas de los zapatos.
- En el caso de presentarse alguna plaga insectil o invasión por otros hongos o bacterias dañinas lo mejor es eliminar la unidad experimental.

## **7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN**

El desarrollo de esta investigación desde la preparación del inóculo hasta la determinación de la segunda cosecha en peso fresco de los carpóforos tuvo una duración de 3 meses.

Los resultados obtenidos se detallan ordenadamente a continuación:

### **7.1 Cuantificación del peso de los carpóforos**

El peso fresco de los carpóforos se determinó en dos cosechas, en un lapso de 28 días, después de la inoculación de los sustratos, de acuerdo con los tratamientos previstos.

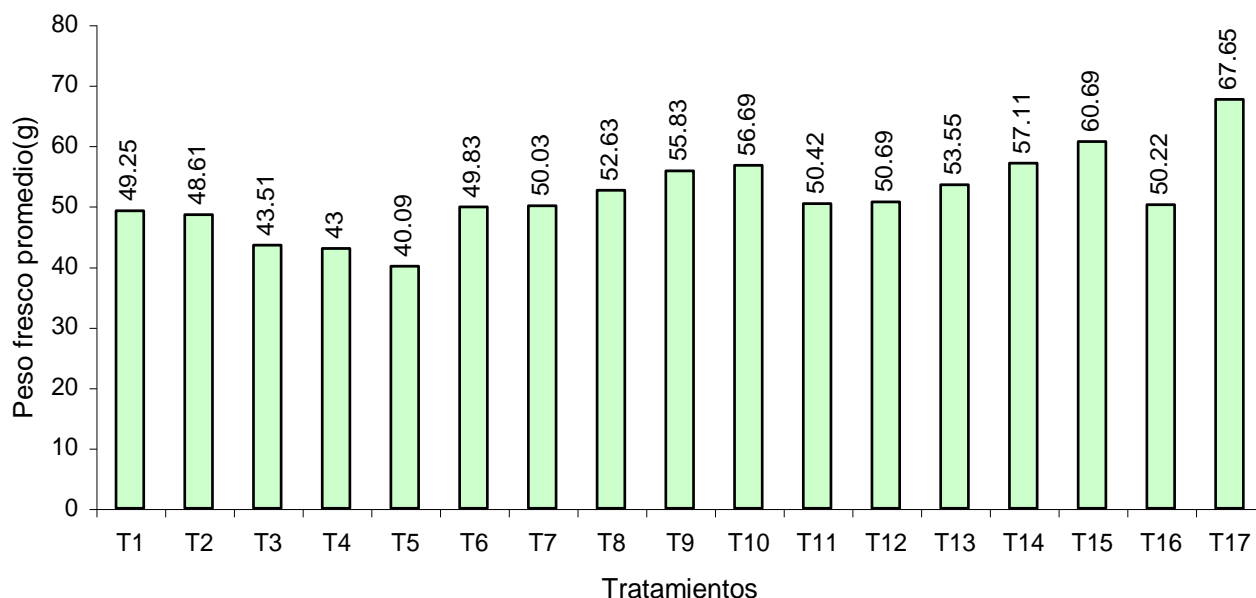
El cuadro 13 presenta los pesos frescos obtenidos de los carpóforos por cada unidad experimental en el desarrollo de la investigación.

Cuadro 13. Peso fresco promedio (g) de carpóforos por unidad experimental de cada tratamiento.

Trats.	BLOQUES						Peso fresco promedio (g)
	I	II	III	IV	V	VI	
T1	50.50	54.00	41.05	50.45	53.01	46.51	49.25
T2	55.58	53.55	56.00	39.65	44.13	42.75	48.61
T3	53.04	41.39	37.51	40.43	37.62	51.06	43.51
T4	35.74	48.66	38.58	41.39	40.44	53.20	43.00
T5	46.88	36.79	35.67	38.30	37.50	45.41	40.09
T6	45.06	53.49	46.97	52.10	49.34	52.03	49.83
T7	52.57	49.72	48.86	53.28	46.37	49.36	50.03
T8	56.97	51.33	54.09	52.00	52.63	48.74	52.63
T9	55.89	53.39	57.09	55.26	54.53	58.81	55.83
T10	60.09	57.95	55.52	51.17	58.95	56.48	56.69
T11	49.67	50.60	53.02	49.97	52.20	47.07	50.42
T12	50.28	54.96	51.21	53.45	48.58	45.68	50.69
T13	50.81	47.73	52.42	56.48	59.79	54.09	53.55
T14	58.90	54.32	57.59	59.46	55.65	56.74	57.11
T15	58.31	61.22	61.50	55.05	66.57	61.50	60.69
T16	54.90	48.86	50.24	52.31	48.16	46.85	50.22
T17	61.10	63.74	70.60	71.84	67.60	71.02	67.65

Fuente: Elaboración propia.

Con fines de mejor interpretación de los resultados obtenidos de peso fresco promedio (g), del cuadro 13, estos se graficaron en la figura 4.



**Figura 4. Peso fresco promedio de los carpóforos por tratamiento.**

La figura 4 refleja el rendimiento del peso fresco promedio obtenido por cada tratamiento. El mayor peso se obtuvo con el tratamiento 17 que correspondió a la pulpa de café (testigo relativo) con 67.65g, luego el segundo mejor peso lo presentó el tratamiento 15 (caña de maíz suplementada con urea con nivel de concentración 5) con 60.69g, seguidos posteriormente por los tratamientos 14, 10, 9 y 13 con 57.11g, 56.69g, 55.83g y 53.55g respectivamente, en tanto el tratamiento 16 caña maíz sin suplemento (testigo absoluto) produjo 50.22g, y el peso más bajo lo registró el tratamiento 5 (caña de maíz suplementada con nitrato de amonio con nivel de concentración 5) con un peso de 40.09g.

## 7.2 Eficiencia biológica

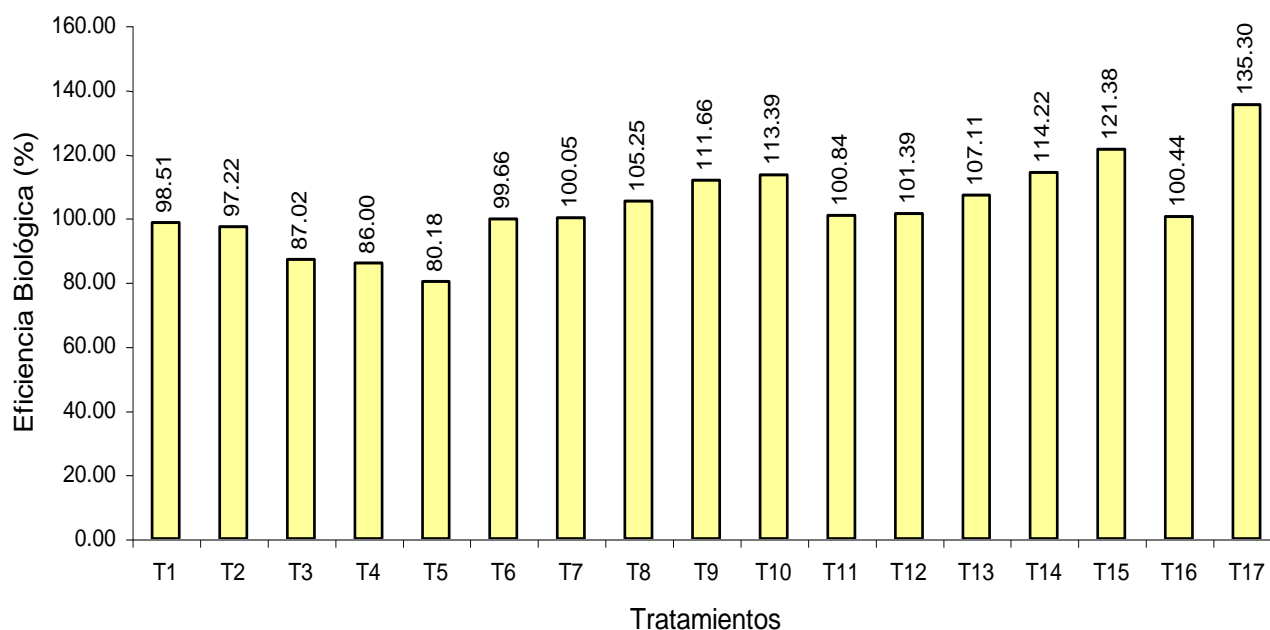
El cuadro 14 presenta los porcentajes obtenidos de la eficiencia biológica del hongo *Pleurotus ostreatus*, en seis réplicas para cada tratamiento.

Cuadro 14. Eficiencia biológica (EB), en porcentaje para cada tratamiento

Trats.	BLOQUES						EB (%)
	I	II	III	IV	V	VI	Promedio
T1	101.00	108.00	82.10	100.90	106.02	93.02	98.51
T2	111.16	107.10	112.00	79.30	88.26	85.50	97.22
T3	106.08	82.78	75.02	86.80	75.24	102.12	87.02
T4	71.48	97.32	77.16	82.78	80.88	106.40	86.00
T5	93.76	73.58	71.34	76.60	75.00	90.82	80.18
T6	90.12	106.98	93.94	104.20	98.68	104.06	99.66
T7	105.14	99.44	97.72	106.56	92.74	98.72	100.05
T8	113.94	102.66	108.18	104.00	105.26	97.48	105.25
T9	111.78	106.78	114.18	110.52	109.06	117.62	111.66
T10	120.18	115.90	111.04	102.34	117.90	112.96	113.39
T11	99.34	101.20	106.04	99.94	104.40	94.14	100.84
T12	100.56	109.92	102.42	106.90	97.16	91.36	101.39
T13	100.62	95.46	104.84	112.96	119.58	108.18	107.11
T14	117.80	108.64	115.18	118.92	111.30	113.48	114.22
T15	116.62	122.44	123.00	110.10	133.14	123.00	121.38
T16	109.80	97.72	100.48	104.62	96.32	93.70	100.44
T17	122.20	127.48	141.20	143.68	135.20	142.04	135.30

Fuente: Elaboración propia.

Los resultados obtenidos de la eficiencia biológica promedio del cuadro 14 con el propósito de mejor explicación se graficaron en la figura 5.



**Figura 5. Eficiencia Biológica promedio por tratamiento.**

De acuerdo a la figura 5, en donde se presenta la eficiencia biológica promedio del hongo *Pleurotus ostreatus* se observa claramente que la mejor eficiencia biológica es el del tratamiento 17 constituido por la pulpa de café con 135.38 por ciento, seguido por el tratamiento 15 con 121.38 por ciento, el tratamiento 16 registró 100.44 por ciento y la menor eficiencia biológica la produjo el tratamiento 5 con 80.18 por ciento.

A la variable de respuesta de eficiencia biológica de *Pleurotus ostreatus* se le realizó un Análisis de Varianza (ANDEVA) y prueba de medias de Tukey con un nivel de confianza del 95 por ciento ( $\alpha = 0.05$ ).



Cuadro 15. Resumen de andeva para la eficiencia biológica de *Pleurotus ostreatus*

Fuente de Variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	F	Pr>F
Fert. (A)	2	6406.09296889	3203.04648444	41.89	0.0001*
NC (B)	4	507.62302222	126.90575556	1.66	0.1691ns
Fert. X NC	8	3793.24383111	474.15547889	6.20	0.0001*
Bloques	5	231.62524889	46.32504978	0.61	0.6956ns
Error experimental	70	5352.39788444	76.46282692		
Total	89	16290.98295556			
		$\alpha = 0.05$	CV = 8.61%		

Fuente: Elaboración propia.

El análisis de varianza del cuadro 15 para la variable de respuesta de la eficiencia biológica presentó diferencias significativas entre la interacción del fertilizante y el nivel de concentración, por lo cual se realizó a continuación la prueba de comparación múltiple de medias de acuerdo con el criterio de Tukey, para la interacción.

Cuadro 16. Comparación de medias según el criterio de Tukey para la interacción suplemento y nivel de concentración.

Tratamiento	Suplemento	Nivel de concentración	Eficiencia biológica (%)				
T15	UREA	5	121.38	A			
T14	UREA	4	114.22	A	B		
T10	KNO <sub>3</sub>	5	113.39	A	B		
T9	KNO <sub>3</sub>	4	111.66	A	B		
T13	UREA	3	107.11	A	B		
T8	KNO <sub>3</sub>	3	105.25	A	B		
T12	UREA	2	101.39		B	C	
T11	UREA	1	100.84		B	C	
T7	KNO <sub>3</sub>	2	100.05		B	C	
T6	KNO <sub>3</sub>	1	99.66		B	C	
T1	NH <sub>4</sub> NO <sub>3</sub>	1	98.54		B	C	
T2	NH <sub>4</sub> NO <sub>3</sub>	2	97.22		B	C	D
T3	NH <sub>4</sub> NO <sub>3</sub>	3	87.02			C	D
T4	NH <sub>4</sub> NO <sub>3</sub>	4	86.00			C	D
T5	NH <sub>4</sub> NO <sub>3</sub>	5	80.18				D

Fuente: Elaboración propia.

De acuerdo al cuadro 16, las pruebas de Tukey dió como resultado que la mayor eficiencia biológica del hongo *Pleurotus ostreatus* se encuentra en el tratamiento número 15 que consistió en suplementar la caña maíz con urea a un nivel de concentración 5 ( o sea al 1.5 por ciento de nitrógeno total en el sustrato), sin embargo el nitrato de potasio puede ser un buen suplemento, ya que los resultados del mismo se acercan a los de la urea aunque no llegó a alcanzar al mejor tratamiento de la urea, posiblemente se debió a la forma de disponibilidad del nitrógeno orgánico en la urea lo cual concuerda con Sánchez y Royse (2002), donde citan que el hongo prefiere las fuentes orgánicas para un crecimiento óptimo.

En tanto los tratamientos suplementados con nitrato de amonio registraron una disminución en la eficiencia biológica del hongo a medida que aumentaba el nivel de concentración del mismo, por lo que probablemente se deba a la elevada concentración del ión amonio que produjo un efecto de toxicidad en el sustrato.

Adicionando al estudio del uso de suplementos nitrogenados al sustrato, se utilizaron dos testigos comparativos, siendo la pulpa de café como testigo relativo y la caña de maíz sin suplementación como testigo absoluto que se pueden comparar en el cuadro 17.

Cuadro 17. Comparación de medias de los tratamientos suplementados y los testigos.

Tratamientos	E. B. (%)					
T17: Pulpa café (testigo relativo)	135.30	A				
T15: Caña maíz + Urea (n.c. 5)	121.38	A	B			
T14: Caña maíz + Urea (n.c. 4)	114.22		B	C		
T10: Caña maíz + KNO <sub>3</sub> (n.c. 5)	113.39		B	C		
T9: Caña maíz + KNO <sub>3</sub> (n.c. 4)	111.66		B	C		
T13: Caña maíz + Urea (n.c. 3)	107.11		B	C		
T8: Caña maíz + KNO <sub>3</sub> (n.c. 3)	105.25		B	C		
T12: Caña maíz + Urea (n.c. 2)	101.39			C	D	
T11: Caña maíz + Urea (n.c. 1)	100.84			C	D	
T16: Caña maíz (testigo absoluto)	100.44			C	D	
T7: Caña maíz + KNO <sub>3</sub> (n.c. 2)	100.05			C	D	
T6: Caña maíz + KNO <sub>3</sub> (n.c. 1)	99.66			C	D	
T1: Caña maíz + NH <sub>4</sub> NO <sub>3</sub> (n.c. 1)	98.54			C	D	
T2: Caña maíz + NH <sub>4</sub> NO <sub>3</sub> (n.c. 2)	97.22			C	D	E
T3: Caña maíz + NH <sub>4</sub> NO <sub>3</sub> (n.c. 3)	87.02				D	E
T4: Caña maíz + NH <sub>4</sub> NO <sub>3</sub> (n.c. 4)	86.00				D	E
T5: Caña maíz + NH <sub>4</sub> NO <sub>3</sub> (n.c. 5)	80.18					E

Fuente: Elaboración propia.

De los resultados obtenidos del cuadro 17, muestra que la pulpa de café sigue siendo el mejor sustrato para la producción del hongo *Pleurotus ostreatus*, en tanto se tenga de la disponibilidad de la misma, pero para aquellas regiones en donde se pueda disponer solo de los rastrojos de maíz y la eficiencia biológica del hongo es baja según los estudios de García (2000) y Rojas(2004), por lo tanto se puede suplementar el sustrato con urea en relación de 1.17 g por 50 g de sustrato seco.

## 8. CONCLUSIONES

- 8.1 La pulpa de café (*Coffea arabica* L.) sigue siendo el mejor sustrato para la producción del cultivo del hongo *Pleurotus ostreatus*, ya que ninguno de los suplementos evaluados supero su eficiencia biológica.
- 8.2 En lugares que no se cuenta con pulpa de café (*Coffea arabica* L.), se debe suplementar la caña de maíz (*Zea mays* L.) con urea en una relación de 1.17 g por 50 g de sustrato seco.

## 9. RECOMENDACIONES

- 9.1 Seguir utilizando la pulpa de café (*Coffea arábica* L.) como sustrato del hongo *Pleurotus ostreatus* en regiones cafetaleras donde es fácil adquirir la misma.
- 9.2 Suplementar la caña de maíz (*Zea mays* L.) a razón de 1.17g de urea por 50 g de sustrato seco en aquellos lugares de fácil disponibilidad.
- 9.3 Realizar otros estudios en los cuales se pueda conocer el proceso metabólico en que el hongo asimila mejor las moléculas de nitrógeno del sustrato utilizado.

## 10. BIBLIOGRAFÍA

1. Agrios, GN. 1995. Fitopatología. Trad. Manuel Guzmán. 2 ed. México, Limusa. 830 p.
2. Aldana Martínez, A. 2000. Comparación de la eficiencia biológica de producción de inóculo primario primario del hongo comestible *Pleurotus ostreatus* en cinco granos. Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC. 55 p.
3. Barrios, R. 2002. Comparación del rendimiento de dos cepas *Lentinula edodes* (shiitake) utilizando cinco sustratos diferentes bajo condiciones controladas. Tesis Lic. QQ BB. Guatemala, USAC, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia. 68 p.
4. Cardona, LF. 2001. Anotaciones acerca de la bromatología y el cultivo del hongo comestible *Pleurotus ostreatus* (en línea). Medellín, Colombia. Consultado 27 dic 2005. Disponible en: [http://www.colforest.com.co/revista/vol.16/articulo6\\_fernandocardona.pdf](http://www.colforest.com.co/revista/vol.16/articulo6_fernandocardona.pdf)
5. Castillo, F. 1989. Composición y valor nutritivo de la proteína de *Pleurotus* spp. cultivado sobre la pulpa de café. Tesis Lic. QQ BB. Guatemala, USAC, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia. 49 p.
6. Cruz, JR De la. 1982. Clasificación de las zonas de vida de Guatemala, basado en el sistema de Holdridge. Guatemala, Instituto Nacional Forestal. 42 p.
7. Deacon, J. 1988. Introducción a la micología moderna. México, Limusa. 350 p.
8. Fajardo Montes, FA. 2001. Producción de *Pleurotus ostreatus* ECS 110 utilizando como sustratos los mantillos de *Quercus acatenangensis* (encino); *Enterolobium cyclocarpum* (conacaste) y *Liquidambar styraciflua* (liquidambar). Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC. 46 p.
9. García Ramos, DA. 2000. Utilización de rastrojos de maíz (*Zea mays* L.) y cascarilla de arroz (*Oriza sativa* L.) como sustrato para el cultivo del hongo comestible *Pleurotus ostreatus*. Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC. 37 p.
10. Guzmán, G. 1984. El uso de los hongos en Mesoamérica. México, Ciencia y Desarrollo. 59 p.
11. Herrera, T. 1998. El reino de los hongos. México, UNAM / Fondo de Cultura Económica. p. 426-430.
12. IGM (Instituto Geográfico Militar, GT). 1983. Mapa topográfico de la república de Guatemala: hoja ciudad de Guatemala, no. 2059I. Guatemala, Esc. 1:50,000. Color.
13. INCAP (Instituto de Nutrición de Centroamérica y Panamá, GT). 1968. Tabla de composición de pastos y forrajes y alimentos de Centroamérica y Panamá. Guatemala, OPS. 153 p.
14. INSIVUMEH (Instituto Nacional de Sismología, Vulcanología, Meteorología e Hidrología, GT). Tarjetas de registros climáticos de la estación experimental de la ciudad capital; año 2006. Sin publicar.
15. Jackson, L. 2002. Abonar el terreno. Barcelona, España, Folio. 52 p.

16. Kirk, PM; Cannon, PF; David, JC; Stalpers, JA. 2001. Ainsworth & Bisby's dictionary of the fungi. 9 ed. United Kingdom, Cabi international. 624 p.
17. Laforé, M. 2001. Diagnóstico alimenticio y composición químico nutricional de los principales insumos de uso pecuario del valle de Montaro, Perú (en línea). Perú. Consultado 14 abr 2005. Disponible en: <http://www.visionveterinaria.com/rivep/art/09jun42.htm>
18. Lau Bonilla, D. 2001. Factores que afectan el crecimiento micelial y la degradación del sustrato por *Agrocybe aegerita*. Tesis Lic. QQ BB. Guatemala, USAC, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia. 48 p.
19. Lazo, G. 2001. Determinación de la eficiencia del rastrojo de tomate (*Lycopersicum sculentum* Miller) y la corona de piña (*Ananas comosus*) y sus mezclas en el cultivo de la cepa 0110 de *Pleurotus ostreatus*. Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC. 40 p.
20. León, R De. 1987. Utilización integral de los subproductos del café. Guatemala, ANACAFE / ICAITI. 161 p.
21. León, R De. 1988. Planta productora de hongos comestibles en Guatemala. Rev. Mex. Mic. 4:297-301.
22. López de León, EE; Mendoza Díaz, A. 1999. Manual de caficultura orgánica. Guatemala, Anacafe. 159 p.
23. Maroto, JV. 1995. Horticultura herbácea especial (en línea). Madrid, España, Mundi-Prensa. Consultado 7 sep 2004. Disponible en: <http://www.ue.españa/hongos/produc.htm>
24. Maynard, L. 1955. Nutrición animal. 3 ed. México, Uthea. 530 p.
25. Orellana Palomo, JO. 1994. Conversión de la pulpa de café en abono orgánico, por medio de diferentes procesos. Tesis Ing. Agr. Guatemala, URL, Facultad de Ciencias Agrícolas y Ambientales. 152 p.
26. Rojas Domingo, EA. 2004. Evaluación de paja de trigo, *Triticum sativum*; broza de encino, *Quercus* sp. y rastrojo de maíz, *Zea mays*; para el cultivo del hongo comestible *Pleurotus ostreatus* bajo condiciones artesanales en San Rafael la Independencia, Huehuetenango. Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC. 82 p.
27. Sánchez, JE. 1994. Producción de hongos comestibles. México, Centro de Investigaciones Ecológicas del Sureste. 109 p.
28. Sánchez, JE; Royse, D. 2002. La biología y el cultivo de *Pleurotus* spp. México, Limusa. 294 p.
29. Sharp, AJ. 1984. Some fungi common to the highlands of México and Guatemala and eastern United States. Mycol. 40:499-502.
30. Stamets, P. 1993. Growing gourmet and medicinal mushrooms. Hong Kong, Ten Speed Press. 554 p.
31. Suárez, M. 2003. Cultivo de hongos comestibles setas (*Pleurotus*) (en línea). México. 12 p. Consultado 4 oct 2004. Disponible en: <http://www.eugensua@usa.net>





## 11. ANEXOS

### 11.1 Glosario de términos

- Agar: Sustancia de consistencia gelatinosa que se obtiene de las algas marinas y se utiliza para preparar medios de cultivo nutritivos en donde se cultiva y estudia a los microorganismos (Agrios, 1995).
- Basidio: Estructura en forma de mazo que contiene a las basidiosporas (Agrios, 1995).
- Basidiospora: Espora producida de manera sexual y localizada sobre un basidio (Agrios, 1995).
- Basidiocarpo: Cuerpo fructífero de los basidiomicetos, que contiene los basidios donde se producen las esporas (Agrios, 1995).
- Carpóforo: Órgano reproductor de los hongos (Agrios, 1995).
- Cepa: Son las características fenotípicas (aspecto, color, sabor, olor) y genotípicas (cantidad y distribución de los cromosomas) que identifican a una especie o individuo en particular (Sánchez y Royse, 2002).
- Contexto: Parte interna del hongo, comúnmente llamada carne (Agrios, 1995).
- Cuerpo fructífero: Cuerpo reproductor del hongo, el cual nace del micelio, que crece en el suelo o sustrato (Agrios, 1995).
- Espora: Unidad reproductiva de los hongos que consta de una o varias células (Agrios, 1995).
- Esporada: Conjunto de esporas desprendidas por el himenio del hongo (Agrios, 1995).
- Estípite: Parte que sostiene el píleo de los hongos; comúnmente conocido como pie (Agrios, 1995).

- Eucariótico: Organismo cuyas células poseen núcleo, rodeado de una membrana nuclear (Agrios, 1995).
- Heterótrofo: Organismo que sólo puede cubrir sus necesidades tróficas a partir de materia orgánica previamente sintetizada (Agrios, 1995).
- Hifa: Ramificación simple de un micelio (Agrios, 1995).
- Himenio: Superficie fértil de un hongo; corresponde a la parte del cuerpo fructífero que produce esporas (Agrios, 1995).
- Macromiceto: Hongo superior que puede observarse a simple vista (Agrios, 1995).
- Medio de cultivo: Medio nutritivo preparado en el que se cultivan microorganismos o células (Agrios, 1995).
- Micelio: Conjunto de hifas ramificadas que crece en el suelo o sustrato como una masa algodonosa, produciendo los cuerpos fructíferos del hongo (Agrios, 1995).
- Pie: Nombre equivalente para estípita (Agrios, 1995).
- Píleo: Parte superior del cuerpo del hongo; comúnmente es conocido como sombrero (Agrios, 1995).
- Saprófito: Organismo que obtiene sus nutrientes a partir de materia orgánica muerta (Agrios, 1995).
- Suplementación: Acción de suplir o adicionar lo que hace falta (Lau, 2001).
- Sustrato: Material o sustancia en la que un microorganismo se alimenta y desarrolla (Agrios, 1995).



UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA  
FACULTAD DE AGRONOMÍA -FAUSAC-  
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGRONÓMICAS  
Y AMBIENTALES- IIA-



REF. Sem. 7/2009

LA TESIS TITULADA:

"EFECTO DE LA SUPLEMENTACIÓN DE LA CAÑA DE MAÍZ (*Zea mays* L.) CON NITRATO DE AMONIO, NITRATO DE POTASIO Y UREA EN EL CULTIVO DEL HONGO *Pleurotus ostreatus* (Cepa ECS-152)".

DESARROLLADA POR EL ESTUDIANTE:

OSCAR GONZALO MONTERROSO FLORES

CARNÉ:--

8713110

HA SIDO EVALUADO POR LOS PROFESIONALES:

Dr. David Monterroso Salvatierra  
Ing. Agr. Juan Carlos Fuentes

El Asesor y las Autoridades de la Facultad de Agronomía, hacen constar que ha cumplido con las Normas Universitarias y Reglamentos de la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

  
Lic. Romeo Adrián Pérez  
ASESOR

  
MSc. Gregorio Amílcar Sánchez Pérez  
DIRECTOR DEL IIA

  
Ing. Agr. Francisco Javier Vásquez  
DECANO

GASP/nm  
c.c. Archivo  
IIA  
Control Académico

Edificio T-8, Of. A-10 y A-15 Ciudad Universitaria, Zona 12,  
Guatemala, C. A. 01012 Apartado Postal 1545  
Teléfono: (502) 2443-9504 y 05, Fax: (502) 2476-9794 Correo-e: [iaia@usac.edu.gt](mailto:iaia@usac.edu.gt)